



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS

CARRERA DE INGENIERÍA ZOOTÉCNICA

**“UTILIZACIÓN DE BIOESTIMULANTES EN LA PRODUCCIÓN DE SEMEN DE
GALLOS E INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN GALLINAS CRIOLLAS”**

TRABAJO DE TITULACIÓN

Previa la obtención del título:

INGENIERO ZOOTECNISTA

AUTOR:

JORGE RAUL TENE CHINLLI

Riobamba – Ecuador

2014

Este trabajo de titulación fue aprobado por el siguiente tribunal

Ing. M.C. Paula Alexandra Toalombo Vargas.

PRESIDENTA DEL TRIBUNAL

Dr. Nelson Antonio Duchi Duchi PhD.

DIRECTOR DE TESIS

Ing. M.C. Pablo Rigoberto Andino Nájera.

ASESOR DE TESIS

Riobamba, 21 de Noviembre del 2014.

AGRADECIMIENTO

Agradezco a Dios, por ser mi vida, mi protector y mi guía en cada momento de mí existir, y permitirme realizar un sueño más conforme a su buena voluntad.

A mis padres y mis hermanos quienes han sido mi inspiración y mi fortaleza y alentaron a seguir adelante cada día para terminar esta carrera.

A mi esposa, por llegar en los momentos finales de mi formación universitaria y alentarme con su presencia junto a mí

A todos mis maestros, quienes tuvieron la paciencia para emitir sus conocimientos y en especial a mi director de trabajo de titulación, Dr. Nelson Duchi, por su esfuerzo y dedicación que desinteresadamente con su experiencia y conocimientos me impulso a finalizar con este trabajo.

A mis compañeros y amigos quienes de algún modo me impulsaron a llegar a la meta.

Jorge Raul Tene Chinlli

DEDICATORIA

A Dios, quien me dio la vida y que con su espíritu me ha encaminado en su sendero.

A mis padres Ángel y Rosa, a mis hermanos John y Miriam quienes han sido parte de mí y me han ayudado moral y económicamente.

A mi esposa Jenny, por ser parte de mi sueño cumplido en mi vida.

Y a mis compañeros y mejores amigos: José, Edison, Silvia, Blanca, Nancy, Gaby, Mafer, Estefi y Nina (+) que de algún modo me impulsaron a llegar a la meta.

CONTENIDO

	pág.
Resumen	v
Abstract	vi
Lista de cuadros	vii
Lista de gráficos	viii
Lista de anexos	ix
I. <u>INTRODUCCIÓN</u>	1
II. <u>REVISION DE LITERATURA</u>	4
A. LAS AVES CRIOLLAS EN EL ECUADOR	4
1. <u>Generalidades</u>	4
2. <u>Clasificación taxonómica de la gallina criolla.</u>	4
3. <u>Características físicas.</u>	5
4. <u>Categorías de las gallinas criollas de acuerdo al peso.</u>	6
B. CARACTERISTICAS ANATÓMICAS Y FISIOLÓGICAS DEL APARATO REPRODUCTOR EN AVES	6
1. <u>Sistema Reproductivo femenino de la gallina</u>	6
a. Generalidades	6
b. Estructura del Sistema Reproductivo Femenino de la gallina	7
c. Ovario	7
d. oviducto	8
e. Oogénesis	10
f. Formación de la yema de huevo (vitelogénesis)	10
g. Formación del huevo en el oviducto	11
2. <u>Sistema Reproductivo masculino del gallo</u>	11
a. Testículos	11
b. Conductos deferentes	12
c. Órgano copulador	13
d. Espermatogénesis	13
e. organización de los túbulos seminíferos	13
f. Transporte, maduración y supervivencia de los espermatozoides en las vías deferentes	14

g. principales características del semen	14
h. Morfología y Fisiología del espermatozoide de aves	15
3. <u>Principales hormonas relacionadas con la reproducción</u>	16
a. Masculinas	16
b. Femeninas	18
C. REPRODUCCIÓN EN AVES	19
1. <u>Aspectos reproductivos de las aves</u>	19
2. <u>Almacenamiento de espermatozoides en el oviducto de la gallina</u>	21
3. <u>Fecundación</u>	22
4. <u>Incubación</u>	23
a. Generalidades	23
5. <u>Incubación artificial del huevo</u>	24
a. Manejo del huevo fértil	24
b. Pasos previos a la incubación	25
c. Selección de los huevos	26
d. Cuidado y almacenaje del huevo.	26
e. Proceso de incubación	27
f. Cambios del huevo durante la incubación	31
g. Periodos críticos de la incubación	32
h. Cuidados y atenciones que exige el pollito recién nacido	33
i. Técnica para valorar la calidad de los pollitos BB	33
6. <u>Indicadores productivos del huevo de gallina criolla</u>	34
a. Peso del huevo	34
b. Porcentaje de fertilidad	35
c. Porcentaje de incubabilidad	35
D. INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN AVES	37
1. <u>Generalidades de la inseminación artificial en aves</u>	37
2. <u>Ventajas y desventajas de la IA</u>	38
a. Ventajas	39
b. Desventajas	40
3. <u>Métodos de obtención del semen</u>	40
a. Recogida del semen	40

b.	Manejo del Semen fresco	42
c.	Manejo del Semen diluido	42
d.	Materiales de inseminación	42
e.	Lugar de inseminación	43
f.	Intervalos de inseminación	43
g.	Hora de inseminaciones	44
4.	<u>Instalaciones y manejo de los reproductores</u>	45
5.	<u>Extracción de semen en el gallo</u>	46
6.	<u>Inseminación</u>	47
7.	<u>Consideraciones para la extracción de semen y la inseminación</u>	48
a.	Consideraciones en el macho	48
b.	Consideraciones en la hembra	49
E.	CONSERVACIÓN DE SEMEN DE GALLOS	50
1.	<u>Conservación de semen</u>	50
2.	<u>Dilución del semen fresco</u>	50
3.	<u>Características de los diluyentes</u>	51
4.	<u>Diluyentes de semen</u>	51
5.	<u>Tasa de dilución</u>	52
6.	<u>Plazo de utilización del semen diluido.</u>	53
7.	<u>Congelación del semen</u>	53
8.	<u>Evaluación seminal</u>	54
a.	Parámetros a evaluar	54
b.	Cuantificación del semen	56
F.	BIOESTIMULANTES EN LA ALIMENTACIÓN AVICOLA	57
1.	¿Qué son los bioestimulantes	57
2.	Principales componentes de un bioestimulante	58
3.	Algunos bioestimulantes	58
a.	Solvit polvo	58
b.	Trolvit aminoácidos	59
III.	<u>MATERIALES Y MÉTODOS</u>	61
A.	LOCALIZACIÓN Y DURACIÓN DEL EXPERIMENTO	61
1.	<u>Condiciones meteorológicas</u>	61

B. UNIDADES EXPERIMENTALES	61
C. MATERIALES, EQUIPOS E INSUMOS	61
1. <u>Materiales</u>	62
2. <u>Equipos</u>	63
3. <u>Bioestimulantes</u>	63
D. TRATAMIENTO Y DISEÑO EXPERIMENTAL	63
1. <u>Esquema del experimento</u>	64
E. MEDICIONES EXPERIMENTALES	65
F. ANÁLISIS ESTADÍSTICOS PRUEBAS DE SIGNIFICANCIA	65
1. <u>Esquema del ADEVA</u>	66
G. PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL	67
H. METODOLOGÍA DE EVALUACIÓN	70
1. <u>Evaluación seminal</u>	70
2. <u>Evaluación del índice de incubabilidad</u>	72
3. <u>Beneficio/costo</u>	73
IV. <u>RESULTADOS Y DISCUSION</u>	74
A. RESPUESTA ANIMAL AL ENTRENAMIENTO PARA EXTRACCIÓN DE SEMEN	74
B. EVALUACIÓN DE LA UTILIZACIÓN DE BIOESTIMULANTES EN LA PRODUCCIÓN DE SEMEN DE GALLOS	76
1. <u>Volumen del eyaculado</u>	76
2. <u>Concentración Espermática</u>	79
3. <u>Concentración/ml</u>	83
4. <u>Espermatozoides por Eyaculado</u>	83
5. <u>Motilidad Espermática</u>	87
6. <u>Porcentaje de Espermatozoides vivos</u>	90
7. <u>Porcentaje de Espermatozoides muertos</u>	95
C. EVALUACION DE LA UTILIZACION DE BIOESTIMULANTES EN LA INSEMINACION ARTIFICIAL EN GALLINAS CRIOLLAS	104
1. <u>Número de huevos</u>	104
2. <u>Porcentaje de Fertilidad</u>	107
3. <u>Porcentaje de Incubabilidad</u>	112

D. EVALUACIÓN ECONOMICA DE LA UTILIZACIÓN DE BIOESTIMULANTES EN LA PRODUCCIÓN DE SEMEN DE GALLOS E INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN GALLINAS CRIOLLAS	117
V. <u>CONCLUSIONES</u>	124
VI. <u>RECOMENDACIONES</u>	125
VII. <u>LITERATURA CITADA</u>	126
ANEXOS	

RESUMEN

En la Unidad Académica de Investigación y Producción Avícola de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Ubicada en la Panamericana Sur km 1 ½, Cantón Riobamba, Provincia de Chimborazo se evaluó el efecto de la utilización de bioestimulantes en la producción de semen de gallos e inseminación artificial en gallinas criollas. Esta investigación tuvo 3 tratamientos con 5 repeticiones en la producción de semen de gallos y 3 tratamientos con 6 repeticiones para la inseminación en gallinas. Los tratamientos consistieron, T1: solvit Polvo; T2: trolvit aminoácidos y T0: sin administración de bioestimulante, bajo un diseño completamente al azar. En la evaluación seminal no presentó diferencias estadísticas ($p \geq 0,05$) para: volumen del eyaculado ($0,37 \pm 0,03$ ml), concentración espermática ($1,39 \times 10^{10} \pm 6,74$), concentración espermática/ml de semen ($1,03 \times 10^{10} \pm 3,53$), concentración de espermatozoides/eyaculado ($3,91 \times 10^9 \pm 3,54$), determinándose solo diferencias numéricas, mientras que para motilidad espermática ($4,73\% \pm 0,07$), porcentaje de espermatozoides vivos ($94,39\% \pm 0,82$) y porcentaje de espermatozoide muertos ($5,60\% \pm 0,45$), presentó ($p < 0,05$); promedios que representan al tratamiento con trolvit aminoácidos (T2). Para las variables estudiadas en inseminación de gallinas, el número de huevos (17), huevos fértiles ($100,00\% \pm 0,001$), porcentaje de incubabilidad ($86,67\% \pm 0,001$) y finalmente, el porcentaje de huevos fértiles sin desarrollo embrionario ($13,33\% \pm 0,00$) para el T2, que registraron diferencias ($p < 0,01$). En la evaluación económica se obtuvo el mejor beneficio costo correspondiente al tratamiento T2 (1,34 USD), significando que el tratamiento con trolvit aminoácidos fue el mejor.

ABSTRACT

The biostimulant use effect in rooster semen production and creole-hens artificial insemination was evaluated in the Poultry Production and Investigation Unit of Escuela Superior Politécnica de Chimborazo located on Panamerica Sur Km 1 ½, Riobamba County Chimborazo Province. 3 treatments with 5 repetitions and 3 treatments with 6 repetitions for the rooster semen production and hen insemination got applied respectively. The treatments consisted of T1: Solvit Powder; T2: Trolvit amino acids and T0: non-biostimulant supply under a completely randomized design. There were not statistical differences in the seminal evaluations ($p \geq 0,05$) about the following: ejaculation volume ($0,37 \pm 0,03$ ml), spermatozoa concentration ($1,39 \times 10^{10} \pm 6,74$), concentration/ejaculated ($3,91 \times 10^9 \pm 3,54$), finding only numerical differences, whereas trolvit amino acids (T2) presented the following results: sperm motility ($4,73\% \pm 0,07$), alive spermatozoa percentage ($94,39\% \pm 0,82$) and dead spermatozoa percentage ($5,60\% \pm 0,45$), presenting ($p < 0,05$). From the variables studied in hen insemination, egg amount (17), fertile eggs ($100,00\% \pm 0,001$), incubability percentage ($86,67\% \pm 0,001$) and finally undeveloped fertile egg percentage ($13,33\% \pm 0,00$) for T2 presenting differences ($p < 0,01$). T2 was the best benefit/cost treatment (1,34 USD), according to the economic evaluation, that is, the trolvit amino acid treatment was the best.

LISTA DE CUADROS

Nº	Pág.
1. RESULTADO DEL ESTUDIO DE LA CALIDAD SEMINAL DE GALLOS JOVENES Y VIEJOS.	56
2. CONDICIONES METEOROLÓGICAS DE LOS PREDIOS DE LA UNIDAD ACADEMICA DE INVESTIGACIÓN Y PRODUCCIÓN AVICOLA.	61
3. ESQUEMA DEL EXPERIMENTO PARA RECOLECCIÓN DE SEMEN.	64
4. ESQUEMA DEL EXPERIMENTO PARA INSEMINACIÓN DE GALLINAS.	65
5. ANÁLISIS DE LA VARIANZA (ADEVA) PARA LA COLECCIÓN DE SEMEN EN GALLOS.	66
6. ANÁLISIS DE LA VARIANZA (ADEVA) PARA INSEMINACIÓN EN GALLINAS.	66
7. RESPUESTA Y COMPORTAMIENTO SEXUAL DE GALLOS AL MÉTODO DE EXTRACCIÓN DE SEMEN.	76
8. RESPUESTA A LA EVALUACIÓN DE LA UTILIZACIÓN DE BIOESTIMULANTES EN LA PRODUCCIÓN DE SEMEN DE GALLOS.	77
9. RESPUESTA DE LA EVALUACIÓN DE BIOESTIMULANTES EN LA INSEMINACIÓN DE GALLINAS.	105
10. EVALUACIÓN ECONÓMICA DE LA UTILIZACIÓN DE BIOESTIMULANTES EN LA PRODUCCIÓN DE SEMEN EN GALLOS E INSEMINACIÓN ARTIFICIAL DE GALLINAS CRIOLLAS.	121

LISTA DE GRÁFICOS

N°	Pág.
1. Volumen promedio del eyaculado obtenido para cada uno de los tratamientos.	78
2. Tendencia de la regresión para el volumen del eyaculado asociada a la cantidad de SPZ/eyaculado.	80
3. Concentración espermática para cada uno de los tratamientos.	81
4. Tendencia de la regresión para la concentración espermática asociada al volumen del diluyente.	82
5. Concentración espermática/ml para cada uno de los tratamientos.	84
6. Tendencia de la regresión para la concentración espermática/ml asociada al volumen del eyaculado.	85
7. Concentración de espermatozoides por eyaculado con respecto a cada tratamiento.	86
8. Tendencia de la regresión para los espermatozoides por eyaculado asociada al volumen del diluyente.	88
9. Motilidad espermática para cada uno de los tratamientos.	89
10. Tendencia de la regresión para la motilidad asociada al volumen del eyaculado.	91
11. Tendencia de la regresión para el porcentaje de la motilidad espermática asociada a la concentración espermática por eyaculado.	92
12. Tendencia de la regresión para el porcentaje de la motilidad espermática asociada al porcentaje de espermatozoides vivos.	93
13. Diferencia en medias del porcentaje de espermatozoides con respecto a cada uno de los tratamientos.	94
14. Tendencia de la regresión para el porcentaje de espermatozoides	

vivos asociada a la concentración de espermatozoides por ml.	96
15. Tendencia de la regresión para el porcentaje de espermatozoides vivos asociada al porcentaje de la motilidad espermática.	97
16. Tendencia de la regresión para el porcentaje de espermatozoides vivos asociada al porcentaje de espermatozoides muertos.	98
17. Medias de porcentaje espermatozoides muertos para cada tratamiento.	99
18. Tendencia de la regresión para el porcentaje de espermatozoides muertos asociada al volumen del eyaculado.	101
19. Tendencia de la regresión para el porcentaje de espermatozoides muertos asociada al porcentaje de motilidad espermática.	102
20. Tendencia de la regresión para el porcentaje de espermatozoides muertos asociada a la concentración espermática por eyaculado.	103
21. Número total de huevos para cada tratamiento.	106
22. Tendencia de la regresión para el número de huevos asociada al número de SPZ/inseminación.	108
23. Porcentaje de fertilidad de los huevos con respecto a cada uno de los tratamientos.	109
24. Porcentaje de Infertilidad de los huevos con respecto a cada uno de los tratamientos.	110
25. Tendencia de la regresión para el porcentaje de fertilidad asociada a los tratamientos: testigo (T0); Solvit polvo (T1) y Trolvit aminoácidos (T2).	111
26. Tendencia de la regresión para el porcentaje de fertilidad asociada con la cantidad de espermatozoides inseminados.	113
27. Tendencia de la regresión para el porcentaje de Fertilidad asociada con el volumen de semen/gallina.	114
28. Medias que representan el porcentaje de incubabilidad en cada uno	

de los tratamientos.	115
29. Medias que representan el porcentaje de huevos fértiles sin desarrollo para cada tratamiento.	116
30. Tendencia de la regresión para el porcentaje del huevo no Fértil asociada con los tratamientos testigo (T0); Solvit polvo (T1) y Trolvit aminoácidos (T2).	118
31. Tendencia de la regresión para el porcentaje Incubabilidad asociada con el porcentaje de Fertilidad.	119
32. Tendencia de la regresión para el porcentaje Incubabilidad asociada al Número de Huevos.	120

LISTA DE ANEXOS

1. Datos generados en la investigación en el uso de bioestimulantes en la producción de semen de gallos.
2. Datos generados en la investigación en el uso de bioestimulantes en la inseminación de gallinas.
3. Análisis de varianza de la utilización de bioestimulantes en la producción de semen de gallos.
4. Análisis de varianza de la utilización de Bioestimulantes en la inseminación artificial en gallinas criollas.
5. Estadísticas de la regresión y Análisis de Varianza para las variables con respecto a la evaluación seminal de gallos para cada uno de los tratamientos ante la utilización de Bioestimulantes Solvit polvo y Trolvit aminoácidos frente al testigo.
6. Estadísticas de la regresión y Análisis de Varianza para las variables, inseminación artificial en gallinas, para cada uno de los tratamientos ante la utilización de Bioestimulantes Solvit polvo y Trolvit aminoácidos frente al testigo.

I. INTRODUCCIÓN

Muchos años de investigación reproductiva en especies animales, ha dado origen a la técnica de la inseminación artificial (IA) la misma que hoy en día al ser una técnica con un enorme potencial, sobre todo por la relativa facilidad de la misma, y el gran control que permite sobre la reproducción, se la utiliza como una alternativa a la monta natural con el propósito de controlar factores de tipo sanitarios, zootécnicos, alimenticios y muchas veces económicos (Jácome, J. 2005).

La Inseminación Artificial, es una técnica para el mejoramiento genético en programas de selección para asegurar e incrementar la descendencia de machos de gran valor genético, acelerando así el progreso genético de la población y el incremento productivo y reproductivo de la granja. Esta técnica sirve también para la reproducción de especies en peligro de extinción y la conservación de las mismas, la reproducción de las especies con características únicas y que de forma natural no puedan reproducirse normalmente (Hernández, P. et al, 2005). La inseminación artificial ha desarrollado también técnicas de conservación de semen llamadas crio preservación, pudiendo así mantener por muchos años las características genéticas de una especie (Muñoz, D. 2011).

En aves, la técnica de la inseminación artificial proporciona un alto porcentaje de fertilidad en los huevos para incubar, mejor control sanitario en la producción de huevos y el mejoramiento en la calidad del pollito. La inseminación artificial en las aves se ha desarrollado en gran escala en países como Europa y Norteamérica, habiéndose difundido en nuestro país luego de varios intentos (Jácome, J. 2005). Esta innovación reproductiva asistida en aves, puede repercutir importantes ganancias económicas debido a la preservación del material genético que puede ser utilizado por otros avicultores que tengan el interés de dar utilidad a esta tecnología.

En el Ecuador, dentro del subsector avícola, está la crianza de reproductoras criollas cuyo objetivo principal es la producción de huevos fértiles para el incremento de la camada y la obtención de huevos para su comercialización

misimos que merecen gran importancia en lo que se refiere al mejoramiento genético y la conservación de la pureza de ciertas razas con aptitudes productivas y reproductivas (Jácome, J. 2005). Con esta investigación se ha logrado implementar nuevas tecnologías de reproducción asistida, mismas que van a ser el eje de procedimientos en el entrenamiento de gallos como donadores de semen, valoración espermática e inseminación artificial en gallinas criollas. Estas técnicas pueden servir de base tecnológica, también para otras especies avícolas domésticas, silvestres o en cautiverio en las cuales se considere maximizar, potencia y preservar material genético.

Esta tecnología va a generar valor agregado a los sistemas de reproducción de reproductores criollos y comerciales, optimizando genes, reduciendo el número de machos vivos, disminuyendo costos de producción, bienestar animal y manejo de las parvadas de forma menos estresante.

En cuanto al impacto que pudiera causar esta biotecnología de la reproducción en el medio donde se desarrolle, no hay ninguna afectación negativa, más bien esta técnica como ya se dijo, es de gran importancia por su aplicación, ayuda en el mejoramiento genético y la recuperación y el mantenimiento de especies en peligro de extinción. Este tipo de reproducción asistida, requiere no más de la aplicación técnica sustentada en valores éticos de un profesional con miras al desarrollo económico, social y el respeto ecológico en el medio ambiente dentro de un país.

En la industria avícola de especies domésticas, la técnica de IA representa ventajas similares a las obtenidas en la ganadería de mamíferos, como: el mejor aprovechamiento de machos genéticamente superiores, reducción de la proporción de machos con respecto a las hembras, y la cruce entre diferentes líneas o especies, además no requiere la presencia de conducta de apareamiento permitiendo una gran presión genética para la selección de caracteres en pocas generaciones.

Por lo anterior, mediante esta investigación se implementó técnicas de biotecnología reproductiva asistida en aves, por otro lado esta experiencia se

orientó al estudio del uso de bioestimulantes para mejorar el rendimiento fisiológico de los machos y mayor efectividad en la inseminación artificial. Por lo que, el reflejo de estos instrumentos de manejo reproductivo influyo positivamente en la mayoría de las variables reproductivas.

Por lo anotado, en el presente trabajo se plantearon los siguientes objetivos:

- Adiestrar gallos donantes de semen, mediante la técnica del masaje dorso abdominal.
- Valorar la calidad del semen de gallos.
- Preparar una fórmula de diluyente para conservación y transporte de semen de gallos.
- Inseminar gallinas criollas con semen fresco.
- Determinar el índice de incubabilidad.
- Determinar el costo de producción de cada tratamiento.

II. REVISION DE LITERATURA

A. LAS AVES CRIOLLAS EN EL ECUADOR

1. Generalidades

Juárez, C. et al. (2001), menciona que la avicultura de aves criollas conocida también de traspatio, domestica no especializada, del solar o autóctona, constituye un sistema tradicional de producción pecuaria que realizan las familias campesinas en el patio de sus viviendas o alrededor de las mismas. Los animales se crían en grupos pequeños de aves no especializados y se alimentan con cereales de cosecha o por sí mismas lo que hallen en el campo y de desperdicios de cocina producidos en la familia.

Soto, I. (2002), dice que las gallinas criollas, por definición, son aquellas propias del lugar donde han desarrollado sus características para su supervivencia, y se clasifican como semipesados, ya que no corresponden al patrón de las aves de postura ni a las de engorda.

Segura, J. et al. (2006), manifiesta que la gallina criolla comprende una gran variedad de biotipos de diferentes colores de las plumas y rasgos morfológicos que se encuentran ampliamente distribuidos en el territorio nacional. Las aves criollas están presumiblemente adaptadas a las condiciones locales, como resultado de la selección natural. El conocimiento del comportamiento productivo de estas aves podría conducir a la caracterización y mejora genética. Las aves criollas interactúan con la gente de las comunidades rurales proporcionándoles alimento a bajo precio.

2. Clasificación taxonómica de la gallina criolla

Reino: Animal.

Tipo: Cordado.

Subtipo:	Vertebrados.
Clase:	Aves.
Subclase:	Neormites (Sin dientes).
Súper orden:	Neognatos (esternón aquillado).
Orden:	Gallinacea.
Suborden:	Galli.
Familia:	Phasianidae.
Género:	Gallus.
Especie:	Gallusdomesticus.

3. Características físicas

Sánchez, R. (2003), menciona que las gallinas están adaptadas para vivir en el suelo, así sus patas que generalmente tienen 4 dedos, están adaptados para escarbar y proveerse de alimentos naturales (gusanos, insectos, semillas y materiales vegetales), su cuerpo pesado así como sus alas cortas las incapacitan a la gran mayoría, al vuelo, a menos que sean a una distancia corta. Las aves adultas de los dos sexos, la cabeza está adornada con una carnosidad a ambos lados del pico llamada barbilla y su cresta desnuda y carnosa que son más prominente y carnosa en el macho con forma diversa dependiendo de la raza y la variedad. La cresta es típica, sencilla, terminada en picos o redondeada, es bien erecta o caída. El color del plumaje de las diversas aves de corral, presentan color variado como: blanco, gris, amarillo, azul, rojo castaño y negro, entre otros.

Sánchez, R. (2003), manifiesta que referente al tamaño y formas. Las diferentes razas muestran gran diversidad. En cuanto a los hábitos, las aves de corral son estrictamente diurnas (activas durante el día), gregarias y polígamas; La elevada tasa de reproducción de la especie es una característica importante, dado que tanto sus huevos como su carne son apreciados como alimento. Cada cierto tiempo las gallinas domésticas se ponen cluecas, es decir, dejan de poner y muestran una gran propensión a sentarse sobre sus nidos para incubar los huevos. El periodo de incubación dura unas tres semanas; los pollos son

precoces, al salir del huevo no están desnudos, si no cubiertos de plumón, y pueden echar a correr de inmediato. Aunque son capaces de alimentarse por sí mismos, los pollos recién nacidos pueden subsistir durante casi una semana sin comer, gracias a la yema de huevo que llevan incorporada en el abdomen. La Genética moderna ha permitido llegar a obtener gallinas de postura continua, sin llegar a estar cluecas.

4. Categorías de las gallinas criollas de acuerdo al peso

BENSOM AGRICULTURE, (1996-2004), menciona que las gallinas suelen clasificarse en tres categorías, a menudo se confunden, pero permiten establecer unos criterios generales a la hora de valorar a los individuos como: Ligeros, semipesados y pesados.

- Ligeros.- Se dedican a la puesta de huevos y son de coloración marrón, su peso aproximado en adultos es de 2,0 Kg., en la hembra y 2,5-3,0 Kg. en machos.
- Semipesados.- Se dedican a la producción de huevos y a la reproducción, los machos pesan 4,0 Kg. Y las hembras 2,5 Kg.
- Pesados.- Son los de carne pesan más de 5,0 Kg. Y no son buenos productores de huevos.

A. CARACTERISTICAS ANATOMICAS Y FISIOLOGICAS DEL APARATO REPRODUCTOR EN AVES.

1. Sistema Reproductivo femenino de la gallina

a. Generalidades

Peralta, F. y Miazso, R. (2002), mencionan que el aparato reproductor de las aves presenta la estructura básica de los mamíferos, aunque dicen estos autores que el aparato reproductor en aves, tienen ciertas particularidades que los diferencian

de aquellos. Mencionan también que las investigaciones de la anatomía aviar datan de mucho tiempo atrás, pero los mecanismos de acciones hormonales, que regulan la madurez y el funcionamiento de los órganos reproductivos y de la postura en el caso de las hembras, aún son motivo de investigaciones.

b. Estructura del Sistema Reproductivo Femenino de la gallina

Santiago, H. y Arguelles, M. (2010), indican que el tracto reproductivo de la gallina es diferente al de los mamíferos y que cada segmento del tracto reproductivo tiene una función particular compuesto por: Ovario y Oviducto. Mientras que Peralta, F. y Miazzo, R. (2002), mencionan que en las aves, el aparato reproductor femenino está compuesto por dos partes esenciales: ovario y oviducto izquierdos, encontrándose atrofiados los órganos del lado derecho. Estos autores citan también que en la formación del huevo intervienen dos estructuras anatómicas diferentes: el ovario, para la yema, y el oviducto, para la clara y la cáscara. La ovulación es la que permite el paso del ovario al oviducto. El proceso se completa (cuando se trata de huevos para incubar) con la necesaria fecundación del óvulo, la cual se produce en el interior de la hembra (fecundación interna).

c. Ovario

Peralta, F. y Miazzo, R. (2002), mencionan que el ovario está situado en la parte superior de la cavidad abdominal, debajo de la arteria aorta y de la vena cava posterior. Se apoya sobre el riñón, el pulmón, y por la parte interior, sobre el saco aéreo abdominal izquierdo. Aclaran que la gónada adulta muestra el aspecto de un racimo de uvas, debido a la presencia de 7 a 10 folículos portadores de yemas que se encuentran en fase de crecimiento acelerado, junto a ellos se encuentran folículos más pequeños y folículos vacíos, que degeneran rápidamente. Las estructuras que relacionan las células de la granulosa y el vitelo contenido en el folículo, varían con el tiempo, cada folículo está unido al ovario por un pedicelo, por donde penetran arterias, el sistema venoso y fibras nerviosas.

Santiago, H. y Arguelles, M. (2010), mencionan que el ovulo es un hacinamiento de folículos en forma de racimo de uvas, está formado por folículos inmaduros y maduros llegando estos a tener un diámetro que fluctúa de 1 - 35 mm. El crecimiento folicular es debido a la acumulación de ácidos grasos y su crecimiento está de acuerdo al orden jerárquico de folículos. Además, aclaran que los óvulos son reclutados a la jerarquía folicular cuando alcanzan los 10 mm, dicen también que el ovario de una gallina en postura contiene una jerarquía de 7 a 10 folículos maduros cuyos diámetros varían de 10 – 35 mm. Los mismos autores citados anteriormente mencionan que en el ovulo, hormonas como la FSH controla el crecimiento folicular y la LH controla la ovulación. Luego del reclutamiento, los folículos maduros producen cantidades menores de estrógeno y obtienen la capacidad reproducir progesterona.

d. oviducto

Santiago, H. y Arguelles, M. (2010), indican que el oviducto es un tubo largo y convoluto, ocupa gran parte del lado izquierdo de la cavidad abdominal. Describen que el extremo anterior está cerca del ovario y el posterior desemboca en la cloaca, su longitud es: 70 - 80 cm en gallinas y 90 - 115 cm en pavos. El ancho del oviducto aproxima de: 1 - 5 cm., está compuesto por 5 regiones: infundíbulo, magno, istmo, útero, unión uterovaginal y vagina. Su composición anatómica es muy específica y bien definida, en cuanto a su fisiología, tiene una función específica.

(1) Nidos de Espermatozoides

En el aparato reproductor femenino de la gallina están los “Nidos de espermatozoides” a los cuales se les conoce como: “Spermneests” o también “Sperm Storage Tubules”. Estos nidos tienen una función específica, el almacenamiento de espermatozoides. Estos nidos se localizan entre la unión útero-vaginal y el Infundíbulo. Estos nidos tienen la capacidad de mantener los espermatozoides viables por 30 días luego de IA o monta natural.

(2) Infundíbulo

El infundíbulo es una parte anatómica del sistema reproductivo de la gallina en forma de embudo, llega a tener una dimensión de ± 3.5 mm. Su función es atrapar la yema después de la ovulación, causa su entrada al oviducto lugar donde ocurre la fertilización, este proceso dura aproximadamente 15 min desde su Ostium – apertura.

(3) Magnum

El magnum es la parte más larga. Su pared es muy elástica, y presenta grandes pliegues. Presenta gran cantidad de glándulas secretoras, que van a secretar la mayor cantidad de la clara o albumen.

(4) Istmo

El istmo presenta un diámetro más reducido que el magnum, con repliegues de la mucosa menos acentuados, aquí comienza la secreción de las membranas testáceas (interna y externa) e iniciación de la cáscara.

(5) Útero

El útero tiene forma de bolsa, con paredes musculares gruesas; aquí se produce la formación de la cáscara.

(6) Vagina, cloaca y ano

Describen a la vagina como una cavidad por donde pasa el huevo en un tiempo de 0 a 4 horas. Aquí se produce la ovoposición, es decir el útero se revierte a través de la vagina, cloaca y ano para expulsar el huevo. Ricaurte, S. (2006), cita en que la vagina es la parte estrecha y muscular, separada del anterior por la conjunción úterovaginal, sirve para que allí el huevo “rote” para salir por el polo

agudo en la cloaca, y aquí se produce también la deposición de la última membrana que envolverá a la cáscara: constituida básicamente por lisozima, que sirve de importante barrera frente a la penetración bacteriana. Además, en esta zona, se produce la progresión y conservación de los espermatozoides cuando ha habido fecundación. La pared de la vagina tiene repliegues longitudinales, pero carece de glándulas secretoras, desembocando en la mitad izquierda de la cloaca.

e. Oogénesis

Ricaurte, S. (2006), menciona que las oogonias sufren repetidas divisiones mitóticas, dando lugar a los oocitos primarios, que son células diploides, estando en profase meiótica en el momento de la eclosión, es decir, desde el nacimiento y 24 horas antes de la ovulación, ocurre la división reduccional, dando lugar al oocito secundario y a la expulsión del corpúsculo polar.

f. Formación de la yema de huevo (vitelo génesis)

Ricaurte, S. (2006), menciona que la deposición de la yema de huevo en el interior del folículo ovárico, se inicia en la pollita cuando es muy joven y concluye justo antes de la ovulación. Para ello, el ave recurre a elementos aportados por vía sanguínea. Este proceso, puede dividirse en 3 fases principales:

- Fase inicial de crecimiento lento: cuando tiene lugar la eclosión de un pollito hembra, cada uno de los óvulos que están contenidos en su ovario comienza su crecimiento, depositándose en dichos óvulos unas gotitas de lípidos y frenándose el crecimiento en ese momento.
- Fase intermedia: se produce un incremento importante (400 %) en el tamaño de un folículo, que ha sido “elegido” entre todos los folículos indiferenciados. Ese aumento se debe principalmente, a la deposición de proteínas y un poco de lípidos, constituyendo el vitelo blanco.

- Fase de gran crecimiento: durante 8-10 días que preceden a la ovulación, el crecimiento del óvulo es muy rápido, produciéndose la migración del oocito hacia la superficie folicular.

g. Formación del huevo en el oviducto

Ricaurte, S. (2006), describe que la ovulación propiamente dicha está asegurada por la apertura del folículo a nivel del estigma, y que será captada por parte del infundíbulo. Posteriormente se suceden una serie de etapas, que son:

- Conclusión de la membrana vitelina en el infundíbulo.
- Secreción de las proteínas del albumen en el mágnium.
- Secreción de las membranas de la cáscara en el istmo.
- Hidratación del albumen y secreción de la cáscara en el útero.
- Ovoposición.

En término medio, unas 24-26 horas después de la captación por el infundíbulo, el huevo, totalmente formado, es expulsado por la cloaca (oviposición).

2. Sistema Reproductivo masculino del gallo

Ricaurte, S. (2006), menciona que en las aves, el aparato reproductor del macho está constituido por tres unidades morfo funcionales:

- Los testículos.
- Las vías deferentes y
- El órgano copulador.

a. Testículos

Ricaurte, S. (2006), indica que los testículos son órganos pares, de forma arriñonada, internos, situados entre la base de los pulmones y el segmento intermediario de los riñones. Aunque está próximo a los sacos aéreos, su temperatura es la misma que la temperatura corporal del animal (41 - 43° C). En consecuencia, la espermatogénesis tiene lugar a esa temperatura y no a una inferior, como ocurre en algunos mamíferos. El tubo seminífero desemboca, a través de la vesícula espermática, en el urodeo. Cada una de las dos vesículas espermáticas concluye en una papila eyaculadora con estructura de pene. Podemos definir espermatogénesis como el conjunto de transformaciones sufridas por las células germinales desde las espermatogonias hasta los espermatozoides, procesos que ocurren en el epitelio seminífero. Estas transformaciones se efectúan en estrecha relación con las células somáticas del epitelio seminífero, las células de Sertoli y están bajo control de las hormonas gonadotropas hipofisarias. Brevemente, la espermatogénesis tiene lugar en 3 fases consecutivas: divisiones espermatogoniales, meiosis y espermiogénesis.

b. Conductos deferentes

Duchi, N. (2009), afirma, Los espermatozoides una vez liberados a la luz interna de los túbulos seminíferos y por la secreción del líquido en los mismos hace que el conjunto se conduzca hasta la *rete testis*, de estructura ciliada, lo cual ayuda en la propulsión de los espermatozoides, desde allí a través de los conductos eferentes pasa por el epidídimo y son transportados a los conductos deferentes.

Menciona además que el tubo deferente desemboca, a través de la vesícula espermática, en el urodeo. Cada una de las dos vesículas espermáticas concluye en una papila eyaculadora con estructura de pene. Los espermatozoides testiculares no son móviles ni tienen poder fecundante, el estado de maduración lo adquieren en las vías deferentes. Además existe gran diferencia morfológica a nivel de los conductos deferentes con los mamíferos, que incide también en diferencias en la fisiología, maduración y metabolismo del espermatozoide. Estas vías elaboran el plasma seminal, transformando el fluido testicular y añadiéndole

sus propias secreciones, ya que las aves carecen de glándulas anexas. El control de las vías deferentes lo ejercen los esteroides testiculares.

c. Órgano copulador

Ricaurte, S. (2006), menciona para el órgano copulador, que abarca el conjunto de los repliegues linfáticos de la cloaca, el falo y los cuerpos vasculares para cloacales. Estos últimos son cuerpos ovoides, incrustados en la pared de la cloaca, que se llenan de linfa en el momento de la erección. Dicha linfa trasuda en la cloaca, a través de los repliegues linfáticos, en forma de un fluido transparente, que puede mezclarse con el semen. En el momento de la erección, los repliegues redondeados de la cloaca se hinchan, formando una ligera protuberancia hacia el exterior de la cloaca y constituyen un pequeño canal por donde se evacua el esperma. El falo, vestigial en el gallo, está bien desarrollado y provisto de un canal de forma espiral en las palmípedas. En el momento de la cópula, solamente hay un contacto entre las cloacas del macho y la hembra en el primer caso, mientras que en el segundo, hay una verdadera penetración.

d. Espermatogénesis

Ricaurte, S. (2006), explica que la espermatogénesis nos permite evaluar y utilizar los machos reproductores y poner a punto métodos de cría y recria, mediante la evaluación y el control de la producción testicular. Sin embargo, existen diferencias de producción en función de:

- La edad.
- El individuo.
- El origen genético.
- Las condiciones del medio.

e. organización de los túbulos seminíferos

Ricaurte, S. (2006), afirma que esta pared, es responsable de los intercambios entre los dos compartimientos, está formada por dos capas: externa, que colabora en el transporte de los espermatozoides hacia la salida del testículo, e interna, o membrana basal, que regula los intercambios extra e intratubulares de esta gónada. El *epitelio seminífero* propiamente dicho, está formado por las *células de sértoli* y las *células germinales*, con sus tres categorías principales: espermatogonias, espermatoцитos I y espermátides.

Además recalca que la organización de las diferentes células germinales en capas concéntricas, que se extienden desde la membrana basal hasta la luz central, llamada ciclo del epitelio seminífero, que ha sido perfectamente delimitado en las distintas especies de mamíferos, no ha podido ser demostrado en aves, a pesar de las numerosas investigaciones.

f. Transporte, maduración y supervivencia de los espermatozoides en las vías deferentes

Ricaurte, S. (2006), menciona que los espermatozoides testiculares, no son móviles ni tienen poder fecundante, están en estado de “maduración”, la adquieren en las vías deferentes. Además, en las aves, estas vías elaboran el plasma seminal, transformando el fluido testicular y añadiéndole sus propias secreciones, ya que las aves carecen de glándulas anexas. El control de las vías deferentes lo ejercen los esteroides testiculares.

g. principales características del semen

Ricaurte, S. (2006), dice que el volumen de los eyaculados, su contenido en espermatozoides y en consecuencia el número total de espermatozoides por eyaculado varían considerablemente en función de:

- La especie y la estirpe (línea genética o raza).
- El individuo y su estado fisiológico (la mayoría de machos debe tener una buena constitución física: el color de la cresta, la barbilla, la cloaca, el pico, el color de las extremidades y tarsos (que no hayan deformaciones), el peso.).
- Las condiciones y el método de recolección, este último puede ser por masaje abdominal, con “ordeño” de la cloaca, o por interrupción de la cópula natural.

h. Morfología y Fisiología del espermatozoide de aves

Etches, R. (1996), menciona que en las aves por lo general, la célula espermática es larga y cilíndrica y rematada en punta en las dos extremidades, está constituida por tres segmentos, la parte acrosomal y nuclear (cabeza), parte media y la cola; la parte más ancha mide $0,5\ \mu\text{m}$ y con longitud media de $100\ \mu\text{m}$. El volumen de la célula espermática puede ser de $10\ \mu\text{m}^3$ si se compara que el espermatozoide proviene de una espermatogonia que tiene $6\ \mu\text{m}$ de diámetro y $75\ \mu\text{m}^3$, el volumen del espermatozoide se reduce.

Eteches, (1996), afirma que el acrosoma se origina del aparato de Golgi de la espermatogonia, contiene enzimas glucolíticas y proteolíticas necesarios para la fertilización. En el núcleo están condensados los cromosomas. La pieza intermedia y la cola derivan de las mitocondrias y el cito esqueleto de la célula de origen, estas estructuras funcionales proporcionan la motilidad al espermatozoide, la porción intermedia está unida a la cabeza por el centriolo proximal, en tanto que el centriolo distal es el núcleo de la parte media; el centriolo distal proyecta dos filamentos fibrosos centrales que están rodeados de nueve juegos de túbulos triples, que se originan del centriolo proximal y se extienden por toda la pieza principal de la cola hasta el extremo. Esta parte intermedia de la cola contiene alrededor de 30 mitocondrias que se encargan del metabolismo energético del espermatozoide. Los espermatozoides de las aves a nivel de testículos y conductos deferentes debe sobrevivir sin tener relación con el sistema vascular que le proveerá de elementos requeridos para la respiración y nutrición celular

como también utilizar esta vía para la eliminación de desechos del metabolismo. Además, la supervivencia de las células espermáticas en el tracto femenino se ve prolongada en las glándulas colectoras o espermotecas, las mismas que tienen un sistema metabólico especial para mantener la capacidad fecundante del espermatozoide durante su permanencia in vivo.

Sauver, B. y Reviers, M. (1992), considera que la capacidad de aprovechar sustratos energéticos para el metabolismo energético por parte del espermatozoide es variable en función de la especie avícola. La célula espermática de gallo bajo condiciones anaerobias puede convertir la glucosa a lactato, sin embargo este mecanismo metabólico es casi nulo en el espermatozoide del pavo. Eteches, (1996), menciona que en condiciones aerobias los espermatozoides de ambas especies pueden oxidar glucosa a ATP. Es de considerar que no se debe utilizar el glutamato como fuente energética a pesar de las altas concentraciones que presenta este aminoácido en las secreciones del sistema reproductor del macho.

Duchi, N. (2009), menciona también que los espermatozoides salen embebidos en las secreciones de los testículos y conductos secretores que proporcionan sustrato y tampones al medio. Además, al analizar la composición química del líquido seminal y plasma sanguíneo de las aves no se considera la aportación de glucosa del plasma sanguíneo de las aves no se considera la aportación de glucosa del plasma linfático al semen por la baja concentración de glucosa en este. Pero otras aportaciones del líquido linfático aun cuando sean significantes se observan en el plasma seminal del gallo y pavo.

3. Principales hormonas relacionadas con la reproducción

a. Masculinas

Peralta, F. y Miazzo, R. (2002), aseguran que el desarrollo testicular y la espermatogénesis se realiza en dos etapas del ave: prepúber y púber. Las

edades en que tiene lugar una y otra etapa, sin embargo, depende de varios factores:

- Condiciones del medio (especialmente la iluminación).
- Origen genético de los gallos, presentándose además,
- Variaciones entre uno y otro individuo.

Durante el período prepúber, el acontecimiento más importante es la proliferación activa de las células de Sertoli, y en la línea germinal, divisiones celulares llegando a advertirse sólo espermatoцитos I. Se produce un importante aumento en el peso

medio de los testículos. Esta etapa dura unas 8-10 semanas. En el período púber, aparecen el resto de las células de la línea germinal, pudiendo advertirse espermatozoides. También se produce un gran aumento en el peso testicular.

Esta etapa dura en promedio unas 10 semanas, durante la madurez sexual, el peso testicular y el número de espermatozoides están en su apogeo, produciéndose paralelamente una evolución en la calidad de las gametas (la capacidad de fecundación, motilidad y duración de la supervivencia in vitro son mayores). Esta etapa corresponde aproximadamente a las 20 semanas de vida del gallo. Todos estos procesos están regulados por hormonas, estando controlados por el eje hipotálamo-hipófiso-gonadal.

Peralta, F. y Miazzi, R. (2002), indican que en diferentes estudios realizados en aves, han demostrado la presencia de dos factores liberadores: LHRH I y II, que presentan diferentes características uno de otro. La LHRH I tiene una estructura molecular semejante al GnRH de mamíferos, y permanece mucho tiempo en la circulación, ejerce una acción prolongada sobre las gonadotrofinas (LH y FSH), mientras que la LHRH II es 2,5 veces más potente que la I, ejerciendo una acción rápida sobre la LH y rápidamente es metabolizada. Incluso se han observado distintos efectos en machos respecto de las hembras. Dentro de las gonadotrofinas, la LH controla la producción de esteroides en las células de Leydig, mientras que la FSH modula la función de las células de Sertoli. Entre las hormonas testiculares, la testosterona es la más importante, y junto con otros

andrógenos, tienen su acción en el epitelio seminífero, función que culmina con la producción de espermatozoides. A la vez, los andrógenos regulan la secreción de gonadotrofinas hipofisarias, mediante mecanismos de retroalimentación negativos, así como la actividad de los órganos reproductivos accesorios y los caracteres sexuales secundarios del macho.

b. Femeninas

Peralta, F. y Miazso, R. (2002), mencionan que al igual que en el macho, la luz ejerce una acción importante en la madurez del ave. El desarrollo del ovario y oogénesis tiene lugar en la pollita, gracias a la acción de las hormonas esteroides, las cuales dependen, a su vez, de las hormonas hipofisarias LH y FSH, que están integrando el eje hipotálamo hipófiso-gonadal. Los factores liberadores LHRH I y II, mencionados anteriormente, que ejercen su acción sobre las gonadotrofinas hipofisarias, tienen una acción más lenta y de menor amplitud en hembras que en machos. Además, se ha detectado que la potencia de LHRH II para liberar la LH era 36 veces mayor que la I, posiblemente esta diferencia se deba al efecto de retroalimentación negativa que ejercen los esteroides ováricos (Sharp et al, 1987).

Peralta, F. y Miazso, R. (2002), dicen también que dentro de las gonadotrofinas, la LH es responsable del desarrollo del ovario, de la secreción ovárica de esteroides sexuales y, sobre todo, de la ovulación. Por su parte, la FSH regula el desarrollo de los folículos del ovario y la actividad secretora de éste. El ovario de las aves, al igual que el de los mamíferos, secreta 3 tipos principales de esteroides sexuales: estrógenos, andrógenos y progesterona. Esta secreción es cíclica, de acuerdo con el desarrollo de la ovulación, aunque siempre se mantienen niveles basales. Estos esteroides juegan un rol importante ejerciendo un efecto retroactivo negativo sobre la liberación de la LH. Los estrógenos son sintetizados por las células intersticiales de las tecas foliculares, desapareciendo la capacidad de

síntesis de estas hormonas la víspera de la ovulación de ese folículo. Estos autores mencionan que las funciones de los estrógenos son muy importantes, puesto que participan prácticamente en el control de la formación del huevo.

Dichas funciones son:

- Crecimiento del oviducto.
- Síntesis de las proteínas y de los lípidos de la yema en el hígado.
- Transporte sanguíneo de las lipoproteínas y del calcio.
- Síntesis de las proteínas de la clara en el mágnum.
- Formación del hueso medular y aumento de la retención fósfo-cálcica al inicio de la puesta.
- Comportamiento de oviposición.
- Aparición de los caracteres sexuales secundarios y separación de los huesos pelvianos.

Los andrógenos, por su parte, actúan estimulando la cresta y todos los otros caracteres sexuales secundarios. La progesterona, que es secretada por las células de la granulosa del folículo preovulatorio y en menor medida del postovulatorio, que cumple funciones de agonista con los esteroides mencionados anteriormente, estando relacionada con el crecimiento del oviducto, e interviene en la síntesis de ciertas proteínas del albumen. Además, controla los ritmos de ovulación y oviposición, actuando sobre la liberación de LHRH por parte del hipotálamo, sobre las contracciones del útero previas a la oviposición y sobre la conducta de puesta.

B. REPRODUCCION EN AVES

1. Aspectos reproductivos de las aves

Sauveur, B. y Reviers, M. (1992), mencionan que en la especie Gallus, las gallinas reproductoras de postura son fecundadas casi siempre por monta natural. (Rose, S. 1997), aclaran que el ovario de la hembra inmadura contiene muchos miles de diminutos óvulos. Según el ave se aproxima a la madurez sexual una serie de folículos comienza a aumentar de tamaño de forma progresiva.

Robinsón, F y Renema, R. (2001), señalan que una hembra joven tiene más de un millón de folículos en su ovario, por tanto no hay riesgo que se agoten. Las aves inmaduras no tienen un canal de comunicación organizado entre el hipotálamo, la adenohipófisis y el ovario. En la pubertad, esta comunicación se establece y las aves empiezan a reclutar folículos de un depósito de pequeños folículos en el ovario que se desarrolla, lo cual conduce a la iniciación de producción de huevos.

Hafez, E. (1996), indica que la gallina alcanza la madurez sexual a la edad de 18 a 20 semanas. Comienza a poner huevos en este momento y las tasas máximas de producción del 90% se presentan después de algunas semanas. La gallina, a diferencia de las hembras de los mamíferos, tiene una sola fase folicular. Dado que la gallina no se preña, es innecesario un cuerpo amarillo. Por tanto, el ciclo de crecimiento folicular y cambios hormonales que culmina en la ovulación se denomina ciclo ovulatorio.

Rose, S. (1997), menciona que la ovulación tiene lugar cuando se rompe el folículo y suelta el óvulo a la cavidad corporal. Esto es controlado mediante la liberación de la hormona luteinizante (LH) desde la glándula pituitaria 3 a 4 horas antes. La oleada de LH va unida a una liberación estimulante de progesterona desde el ovario. Un huevo totalmente formado a partir de la ovulación realizada el día anterior es puesto casi al mismo tiempo.

Hafez, E. (1996), dice que durante el ciclo hay un pequeño incremento corpuscular (al atardecer) en la LH sanguínea y una oleada preovulatoria 4 a 6 horas antes de la ovulación. A diferencia de lo que ocurre con la LH, las

concentraciones sanguíneas de la hormona folículo estimulante (FSH) son relativamente constantes durante todo el ciclo, excepto por un descenso de 9 a 3 horas antes de la ovulación.

Robinsón, F. y Renema, R. (2001), citan en que la liberación diaria de LH se limita a un periodo específico de 6 a 8 horas conocido como periodo abierto; no se sabe si la duración de este periodo varía con la edad o el genotipo. En gallinas, el atardecer es la señal que le permite al hipotálamo determinar el reloj circadiano (diario), para la liberación de LH para que ocurra la ovulación en el ovario de la gallina.

2. Almacenamiento de espermatozoides en el oviducto de la gallina

Hafez, E. (1996), menciona que después de la cópula o inseminación artificial (IA) los espermatozoides pueden pasar periodos prolongados, según la especie, (hasta 32 días en la gallina y 70 en el pavo) dentro de los túbulos de almacenamiento espermático del oviducto localizados en la unión útero-vaginal e infundíbulo de la gallina y otras especies aviares.

Moya, A. y González, E. (2001), mencionan que el tiempo que sobreviven los espermatozoides en el oviducto de las gallinas White Leghorn, que se inseminan a las 60 semanas de edad es significativamente menor con respecto a las aves inseminadas a las 32 semanas de edad.

Freedman, S. (2001), afirma que los túbulos de almacenamiento espermático son simples invaginaciones tubulares especializadas de epitelio de la unión útero-vaginal, en la cual dependiendo de la especie, los espermatozoides pueden permanecer por unos pocos días o hasta 10 semanas después de una monta natural o inseminación artificial (IA). Aunque los túbulos de almacenamiento espermático han sido sujetos a numerosos estudios en décadas pasadas, el

proceso que involucra la entrada, almacenamiento y liberación de espermatozoides sigue sin conocerse.

King, L. (2002), menciona que en las especies aviares, los espermatozoides residen en el oviducto por periodos prolongados en estructuras especializadas conocidas como túbulos de almacenamiento espermático, pero poco se sabe acerca de la distribución relativa de espermatozoides en estos túbulos después de sucesivas inseminaciones por diferentes machos. Los espermatozoides se transfieren a la vagina por copulación o inseminación artificial (IA) y se mueven a través de la vagina y ascienden a los túbulos de almacenamiento espermático en la unión útero-vaginal de la mucosa. Aquí en estos túbulos los espermatozoides son almacenados por periodos variables, dependiendo de la especie, estado reproductivo y edad de la hembra. Los espermatozoides son liberados de los túbulos al tiempo de que la hembra produce el huevo para asegurar que los espermatozoides están presentes en el sitio de la fertilización.

3. Fecundación

Cunninham, J. (1999), afirma que el desarrollo de un nuevo individuo necesita la transferencia de los gametos masculinos hasta el tracto genital femenino para la fertilización de los gametos femeninos. La presentación de los gametos masculinos antes de los femeninos en el oviducto implica que los óvulos se encuentran listos para la fertilización. Uno de los requisitos para la fertilización de un óvulo es que debe sufrir primero una división meiótica antes de la fertilización.

Sauveur, B. y Reviers, M (1992), indican que la fecundación en las aves normalmente tiene lugar en la base del infundíbulo. En condiciones normales es preciso que transcurra un día para encontrar en el infundíbulo la mitad del número inicial de espermatozoides. Esto explica por qué, en el caso de la gallina, el primer huevo puesto después de la inseminación rara vez está fecundado. A nivel del infundíbulo, la liberación de los espermatozoides parece estar garantizada por la simple dilatación mecánica originada por la llegada de la yema. En consecuencia,

resulta muy fácil que los espermatozoides así liberados puedan asegurar la fecundación.

Northy, B. (1993), manifiesta que el macho eyacula 1,5 a 8 mil millones de células espermáticas (espermatozoides), que se producen temprano por la mañana, y no al final del día. A medida que aumentan los apareamientos, el volumen de semen y el número de espermatozoides disminuirán. Muy rara vez una eyaculación contendrá menos de 100 millones de espermatozoides, siendo éste aparentemente el mínimo necesario requerido para una buena fertilización. Aunque en esquemas de inseminación artificial (IA) las dosis de semen utilizadas para inseminar gallinas se definen con demasiada exactitud en función del volumen de semen, diluido o no, cuando lo que importa prioritariamente es el número de espermatozoides inseminados y su capacidad fecundante.

Sauveur, B. y Reviers, M. (1992), afirman que los resultados en reproductoras de mediana edad con dosis de 25 millones de espermatozoides pueden permitir la obtención de excelentes resultados de fecundación (tasas del 95%) al comienzo del periodo reproductivo (32-35 semanas de edad). Por el contrario, cuando las gallinas van envejeciendo (entre las 45 y 65 semanas de edad), es conveniente trabajar con dosis de 250, e incluso 300 millones de espermatozoides.

4. Incubación

a. Generalidades

Rose, S. (1997), afirma que las aves gozan de una notable capacidad para conseguir que elevadas proporciones de sus huevos fértiles se desarrollen hasta ser pollitos sanos. Hasta el 90% de los huevos fértiles incubados por gallinas cluecas pueden producir pollitos y las incubadoras artificiales modernas alcanzan tasas similares de nacimientos.

Menciona además que un huevo para incubar, fértil y recién puesto, contiene aproximadamente 56% de clara, 32% de yema y 12% de cáscara. Durante el

tiempo transcurrido hasta la eclosión del pollito se produce una reducción del 12% en el peso del huevo. Esto es consecuencia de la pérdida de agua. Menciona también que el periodo de incubación del huevo fértil de gallina es de 21 días, pero existen algunos factores que influyen en la duración de la incubación, como: Temperatura ambiental, tipo de huevo, edad de las reproductoras, tiempo de almacenamiento, tamaño del huevo e iluminación.

Quintana, J. (1999), dice que la temperatura óptima de incubación es de 37.7 °C. Los embriones mueren a menos de 35 °C y a más de 40 °C. La humedad relativa ideal de incubación es de 55%, la cual varía según el tamaño y el color del huevo. Así, cuanto mayor sea el peso o el tamaño, menor será el porcentaje de humedad requerida. Además menciona que una humedad relativa del 61% suele permitir una tasa correcta de pérdida de agua, aunque este hecho puede ser influenciado por otros factores variables tales como la porosidad de la cáscara, el movimiento del aire y las diferencias entre las estirpes. Además menciona también que el volteo de los huevos durante la incubación evita que los embriones en fase de desarrollo se adhieran a las membranas de la cáscara y reduce la posibilidad de mortalidad embrionaria.

Rose, S. (1997), menciona que los huevos de gallina en incubación son volteados frecuentemente durante los 18 primeros días de incubación aunque el volteo entre los días 4 a 7 de la incubación es el periodo crítico. El volteo debe ser suave, especialmente durante los primeros días de incubación cuando se están organizando los vasos sanguíneos.

5. Incubación artificial del huevo

a. Manejo del huevo fértil

Ricaurte, S. (2006), indica que desde un punto de vista didáctico, se puede diferenciar en el proceso de incubación dos etapas: la primera etapa o de pre incubación que abarcaría todas aquellas prácticas de manejo efectuadas desde la

puesta del huevo hasta su colocación en el interior de la incubadora. Y, la segunda etapa o incubación propiamente dicha que englobaría también la eclosión o nacimiento del pollo.

El manejo al que se someten los huevos afirma Ricaurte, es una de las principales causas de una mala incubabilidad y, además, de relativamente fácil diagnóstico. A continuación se señalan las etapas y las principales normas de manejo de los huevos fértiles, para obtener un cierto éxito a lo largo del proceso de incubación.

- Al momento de la puesta del huevo es el momento idóneo de detener el crecimiento embrionario disminuyendo progresivamente su temperatura unos $16 - 18^{\circ}\text{C}$; nunca sobrepasando los $20 - 22^{\circ}\text{C}$; a partir de los cuales el embrión continuara desarrollándose, provocando su debilitamiento y menor vitalidad posterior, al ser colocado en la incubadora.
- El desarrollo embrionario no puede ser considerado como algo aislado de las condiciones del medio que rodea a los huevos durante la incubación.
- Existe una determinada interrelación entre el medio del huevo y el medio externo que lo rodea, en este caso el régimen de incubación.
- Los cambios que tienen lugar en el huevo durante la incubación se presentan ordenados y regidos por leyes naturales.
- Por otra parte el mismo huevo incubado modifica el medio que lo rodea al emitir calor, gases y vapor de agua hacia el mismo.

b. Pasos previos a la incubación

Funez, O. (2010), manifiesta que como todo proceso, en la incubación existen pasos previos para lograr el nacimiento del ave, como son:

- Recolección del huevo.
- Limpieza del huevo: En este proceso se limpian y desinfectan perfectamente los huevos, de tal manera que exista una mejor oxigenación y óptimo desarrollo de embriones, así como evitar la contaminación de estos.
- Revisión física: Se observa cuidadosamente si existe alguna imperfección, deformación o ruptura en la superficie de la cascara del huevo.
- Selección: Tras el proceso de revisión física, se procede a escoger los huevos más óptimos para su incubación. Los que no pasan la minuciosa prueba de calidad, se procede a su venta directa.

c. Selección de los huevos

Smith, T. (2010), señala que la mayoría de los productores eligen tantos huevos como sus criadoras producen. Si el espacio de la incubadora es un factor limitante, es más provechoso seleccionar los huevos de mejor calidad para incubar. Algunas medidas a seguir para seleccionar huevos para incubar son:

- Seleccionar huevos de las criadoras que están ya desarrolladas, maduras y sanas; que han sido aseguibles al gallo y producen un alto porcentaje de huevos fértiles; que no se alteran mucho durante la estación de acoplamiento; se alimentaron con una dieta completa; y que no han tenido problemas de cruce con aves parientes (consanguinidad).
- Evite los huevos excesivamente grandes o muy pequeños. Los huevos grandes se incuban mal y los huevos pequeños producen polluelos pequeños.
- Evite los huevos con las cascara agrietadas o delgadas. Estos huevos tendrán problemas con la retención de humedad y dificultad el desarrollo apropiado del polluelo. La penetración de bacterias patógenas aumenta en los huevos agrietados.

- No incube huevos excesivamente deformes. Guarde solamente los huevos limpios para incubar. No lave los huevos sucios ni limpie los huevos limpios con un paño húmedo. Esto quita la capa protectora del huevo y lo expone a la entrada de las bacterias. El lavado y la acción del frotamiento también provocan la entrada de microorganismos y de enfermedades a través de los poros de la cascara.

d. Cuidado y almacenaje del huevo.

Smith, T. (2010), reporta que muchas veces un productor atiende cuidadosamente al proceso de la incubación pero desatiende el cuidado de los huevos antes de que se coloquen en la incubadora. Incluso antes de que la incubación comience el embrión está desarrollándose y necesita cuidado apropiado. Abajo se aumenta los cuidados que ayudan a mantener la calidad del huevo a incubar.

- Recoger los huevos por lo menos tres veces al día. Cuando las temperaturas son altas y excedan los 85 °F recoger los huevos 5 veces al día.
- Los huevos levemente manchados se pueden utilizar para incubar sin causar problemas en la incubación, pero los huevos sucios no deben ser incubados.
- Almacenar los huevos en un almacén fresco y húmedo. Las condiciones de almacenaje ideales incluyen una temperatura de 55 °F y una humedad relativa del 75%. Almacenar los huevos con el extremo pequeño hacia abajo.
- Cambiar la posición de los huevos si no incuba periódicamente en el lapso de 4 – 6 días. De vuelta a los huevos a una nueva posición una vez diariamente hasta la colocación de ellos en la incubadora.
- La fertilidad del huevo, se mantiene razonablemente bien hasta el séptimo día, pero luego declinara rápidamente. Por lo tanto, no almacenar los huevos más

de 7 días antes de incubar. Después de tres semanas de almacenaje, la fertilidad cae a casi cero.

- Permitir que los huevos frescos se calienten lentamente a la temperatura ambiente antes de colocarlos a la incubadora. La precipitación al calentarlos de 55 grados a 100 °F. causara la condensación de la humedad en la cascara de huevo que conducirá a enfermedades y a una baja natalidad.

e. Proceso de incubación

Fúnez, O. (2010), menciona que el proceso de incubación, requiere el cumplimiento de los siguientes aspectos:

- Control de temperatura y humedad. La temperatura debe estar controlada por medio de un termostato, el cual mantiene un calor constante de 37,5 °C. Así mismo, es importante un 60% de humedad durante todo el proceso de incubación.
- Movimiento del huevo. Es necesario girar los huevos cada 4 horas al día como mínimo, ya que permite que el huevo retenga el calor en su totalidad.
- Supervisión constante. Primeramente, se realiza una revisión a través del huevos copio, para determinar si los huevos son fértiles o no. Al concluir, se procede de evacuar los huevos infértiles o dañados después de un periodo de 7 días ya iniciado dicho proceso.

Arias, A. et al. (2003), señala que los huevos de cada especie de ave tienen características propias para su incubación, como temperatura, movimiento de huevo y humedad relativa, de manera que la incubadora debe generar las condiciones adecuadas para que se logre el nacimiento de las aves. Cabe señalar que además de tener un buen control de estas variables, se debe tener una supervisión de los huevos en la incubadora para detectar alguna anomalía,

garantizando así mayores probabilidades de éxito. La incubación de las gallinas presenta las siguientes particularidades:

Tiempo de incubación:	21 días
Temperatura:	37,5 °C.
Humedad Relativa:	60%
Movimiento del huevo:	4 veces por día

(1) Temperatura

<http://www.iespana.es>. (2011), indica que el calentamiento de los huevos durante la incubación artificial se produce mediante el intercambio de calor entre el aire y los huevos. De ahí se deriva, que la temperatura del aire se constituye en el factor fundamental en este proceso. La temperatura de las incubadoras se enmarca entre 37 y 38 °C. Es necesario disminuir el nivel de temperatura durante los últimos días (2 a 3), de incubación, es decir, que la temperatura se ajusta según las etapas de incubación.

1ª. Etapa de incubación (Primeros 18 días): 37.5 a 37.7 °C.

2ª. Etapa de incubación (Últimos 3 días): 36.5 a 37 °C.

(2) Humedad

<http://www.iespana.es>. (2011), durante la incubación el huevo pierde agua constantemente, lo que es imposible evitar, no obstante el régimen de humedad que se establezca ha de ir dirigido a disminuir la evaporación de agua de los huevos durante la primera semana de incubación y acelerarla a partir de la mitad de la incubación. La pérdida de agua por evaporación ocasiona también la pérdida de calor de los huevos. De esto se infiere que, en los primeros días de incubación resulta desventajosa una evaporación excesiva de agua. Al final del proceso de incubación se hace necesario elevar la humedad a fin de facilitar el reblandecimiento de las membranas de la cascara y con ello, el picaje de la

misma. Por tanto en los últimos días de incubación, cuando las reservas de agua en el huevo han sido agotadas, es necesario elevar la humedad relativa del aire en el gabinete a fin de evitar el desecamiento de las membranas de la cascara y del plumón de los pollitos en la fase de eclosión. La humedad relativa necesaria de acuerdo a la etapa de incubación es la siguiente:

1ª. Etapa de incubación (Primeros 18 días): 55 a 60%

2ª. Etapa de incubación (Últimos 3 días): 70 a 75%

(3) Ventilación

<http://www.iespana.es>. (2011), indica que mediante el aire que circula en el interior llega a los huevos el calor y la humedad necesaria. Por otra parte, el recambio de aire constante es necesario para la extracción del exceso de calor que pudiera acumularse en el interior del gabinete de incubación y asegurar la pureza del aire. Durante la incubación el huevo absorbe oxígeno y elimina anhídrido carbónico (CO_2), en gran cantidad. Una adecuada re ventilación es necesaria para eliminar el agua que produce el huevo por transpiración, renovar el oxígeno imprescindible para la respiración del embrión y eliminar (CO_2). La temperatura del aire que penetra en la incubadora ha de estar siempre por debajo de los 28°C . La falta de ventilación produce pollitos débiles y blandos que tienen gran dificultad para salir del cascaron.

(4) Volteo

<http://www.iespana.es>. (2011), indica que el desarrollo de los embriones transcurre normalmente solo cuando los huevos son volteados periódicamente durante los primeros 18 días de incubación. El huevo, como se ha explicado antes, pierde agua durante todo el periodo de incubación, es decir, sufre un proceso de desecamiento. Por este motivo, el embrión está expuesto a pegarse a las membranas internas de la cascara, lo que puede provocar su muerte, en particular durante los primeros seis días de incubación. La frecuencia de volteo

óptima es de una vez cada 1 o 2 horas. El giro debe alcanzar los 90 grados. En general, la necesidad de volteo del huevo empieza desde que el huevo es puesto en la incubadora, hasta 2 o 3 días antes de que el pollo empiece a picar. Los huevos no deben voltearse cuando falten de 2 a 3 días para el nacimiento de los pollos. Estos necesitan posicionarse dentro del huevo para poder picar el cascaron y lo hacen mejor si están quietos cuando este proceso tiene lugar.

(5) Miraje.

<http://www.biblioredes.cl>. (2006), indica que para conocer el estado y los procesos de desarrollo del embrión, así como para determinar los huevos fértiles, se realiza un miraje con un ovoscopio, el, cual expone al huevo a una fuente de luz, que permite observar a trasluz su interior.

<http://www.iespana.es>. (2011), indica que el miraje durante la incubación se presentan las siguientes situaciones:

- Ninguna situación de desarrollo = huevo no fértil
- Fértil con vasos sanguíneos
- Mancha roja o negra = muerto precozmente
- Embrión con anillo rojo = muerto precozmente
- Embrión vivo con el pico en la cámara de aire = eclosión dentro de 48 horas
- Evolución normal de la cámara de aire en función de los días de incubación.

f. Cambios del huevo durante la incubación

<http://www.iespana.es>. (2011), señala que los cambios que tiene lugar en el huevo durante la incubación se presentan regidos por leyes físicas. Estos cambios se producen, con normalidad, solamente bajo niveles determinados de temperatura, humedad y contenido químico del aire y posiciones del huevo. Por otra parte el mismo huevo incubado modifica el medio que lo rodea al emitir calor, gases y vapor de agua. El huevo sometido al calor propio de la incubación, que se desarrolla en torno a los $37,7^{\circ}\text{C}$, adquiere vida y se convierte en embrión; este

va haciendo y lo que en un principio era un pequeño punto insignificante va adquiriendo forma; el embrión se va nutriendo de las sustancias que contiene la yema; a medida que el futuro ser va creciendo, va extendiéndose primero por la yema, y después por la clara hasta abarcar la totalidad del interior. Una vez formado el polluelo, sirviéndose del diamante (minúscula protuberancia cornea situada en el extremo de la mandíbula superior), rompe el cascarón. A los pocos días de la eclosión desaparece el diamante.

A continuación se muestran los diferentes signos de desarrollo embrionario durante los 21 días de incubación.

- Día 1: Aparición de formación de venas y saco mesodérmico.
- Día 2: Aparición de pliegues amnióticos, latidos del corazón y circulación sanguínea.
- Día 3: El amnios rodea completamente al embrión; el embrión rota hacia la izquierda.
- Día 4: Pigmentación de ojos; los brotes de las patas son más largos que las alas.
- Día 5: Aparición de las rodillas y los codos.
- Día 6: Aparición del pico; se mueve a voluntad; dedos delimitados.
- Día 7: Esbozo de hileras de plumas. La cresta comienza su desarrollo.
- Día 8: Cuello bien diferenciado, cañas de las plumas prominentes; el pico superior e inferior son de igual tamaño.
- Día 9: Forma con apariencia de ave; aparición del hueco de la boca.
- Día 10: Los dedos completamente separados, uñas en los dedos.
- Día 11: La cresta se ve acerrada; aparición de plumas en la cola; parpados ovalados.
- Día 12: Plumón visible en alas. Parpados casi cerrados y con forma elíptica.
- Día 13: Aparición de escamas; el embrión está cubierto de plumón; abertura de ojos.
- Día 14: Cuerpo enteramente cubierto de plumón. El embrión está alineado con el eje longitudinal.
- Día 15: Los intestinos pequeños están en el abdomen.

- Día 16: Las plumas cubren el cuerpo.
- Día 17: Cabeza entre las patas.
- Día 18: Cabeza debajo del ala derecha.
- Día 19: Desaparición del líquido amniótico (el embrión se lo traga); la mitad del saco vitelino ya está dentro del cuerpo;
- Día 20: El saco vitelino ya está dentro del cuerpo; el pico se introduce en la cámara de aire. Inicia la respiración pulmonar y vocalización.
- Día 20: El pollito rompe con su pico el cascarón: eclosión.

g. Periodos críticos de la incubación

<http://www.iespana.es>. (2011), asegura que el 60% de la mortalidad ocurren en dos periodos bien concretos:

- El primero abarca los 3 – 4 primeros días de incubación y es debido a problemas de los huevos como: falta de fertilidad; poco vigor; consanguinidad, etc. Para evitar estos inconvenientes se utilizan los ovoscopios o mira huevos, aparatos provistos de una luz mediante la cual podemos ver el interior de los huevos al trasluz. Esta operación se realiza entre el quinto y el séptimo día de incubación, lo que permite retirar los huevos claros o abortados.
- El segundo en los últimos tres días y es debido a problemas con la regulación de la máquina como: temperatura, humedad, aireación o volteo.

h. Cuidados y atenciones que exige el pollito recién nacido

<http://www.iespana.es>. (2011), menciona que el nacimiento es un proceso que dura de 2 a 3 días. Se debe tener en cuenta que los huevos en el momento de su nacimiento necesitan una gran cantidad de humedad, para su fácil rotura por parte del pollo. Por ello, hay que subir la humedad para favorecer la rotura de la cascara una vez iniciada la eclosión. Cuando se inicie la rotura de las cascara se debe aumentar la humedad al 85% para favorecer el nacimiento de los pollos. El proceso de nacimiento se puede ver inferido por problemas nutricionales, genéticos, de mala posición o patológicos. Así mismo la falta de estímulos

exteriores puede retrasar el nacimiento de los pollos y afectar a la propia integridad física de los mismos.

i. Técnica para valorar la calidad de los pollitos BB

Jácome, J. (2005), menciona que para valorar la calidad de los pollitos bebe se procede mediante dos métodos: la evaluación física y la evaluación microbiológica.

(1) Evaluación Física

Para realizar la evaluación del pollito BB por este método Jácome, J. (2005), procede a tomar 10 pollitos como muestra de los grupos experimentales, de los cuales 5 corresponden a la monta natural y 5 corresponden a los grupos experimentales 1 y 2. Para su evaluación física se toman como puntos importantes:

- Peso del pollito
- Su apariencia
- Sus piernas
- Sus dedos
- Sus ojos
- Cicatrización de su ombligo
- Nivel de hidratación

(2) Evaluación Microbiológica

Para realizar la evaluación del pollito BB por este método Jácome, J. (2005), procede mediante el Método de laboratorio o protocolo donde se evalúa:

- Carga Bacteriológica: A partir de pulmón.
- Carga micótica: A partir de cerebro y pulmón.

6. Indicadores productivos del huevo de gallina criolla

a. Peso del huevo

Jerez, M. et al. (2010), Señala que el peso del huevo depende del peso vivo de las gallinas criollas, el cual está en función del tipo de alimento que se les proporcionen; a la edad de las aves y a la semana de la postura en la cual se encuentren, por lo que al determinar los indicadores productivos de gallinas criollas, determinaron que el peso promedio de huevo a la postura fue de 53,3 g.

Vignon, C. (1997), reporta en un trabajo con gallinas criollas bajo un sistema semiintensivo, encontraron que el peso promedio de huevos para incubar fue de 53,1 g; de igual manera, Monterrubio, R. (2000), evaluó gallinas criollas bajo una dieta de maíz-cacahuete obteniendo huevos con un peso promedio de 51,9 g.

b. Porcentaje de fertilidad

<http://www.portalveterinaria.com> (2003), indica que la fertilidad hace referencia al número de huevos embrionados en relación al número de huevos colocados en la incubadora, una vez desechados los huevos claros tras el primer miraje el día 7 de incubación. Es decir, la fertilidad muestra la aptitud de unión del espermatozoide y el ovulo y para su cálculo se emplea el siguiente propuesto matemático:

$$Fertilidad = \frac{Número\ de\ huevos}{Número\ de\ huevos\ introducidos\ en\ la\ incubadora} \times 100$$

De lo indicado se deduce que una pobre fertilidad solo puede ser imputable a los reproductores.

Jerez, M. et al. (2010), menciona que al determinar los indicadores productivos de gallinas criollas en un sistema de producción avícola alternativo, registraron que el

porcentaje de fertilidad observado vario entre 75,0 y 85,7%, además indica que la alimentación de los gallos también influye en la producción de espermas, su vitalidad y en la propia fecundidad, ya que si tienen una mala alimentación o la falta de un elemento en la dieta se tendrá una baja fertilidad por parte de los machos.

Zapata, C. (2001), dice que al estudiar la fertilidad e incubabilidad de huevos de gallinas criollas diferenciados por fenotipo en condiciones controladas de huevos de cinco fenotipos de gallinas criollas con alimento comercial, reporta un porcentaje de 92,1%.

c. Porcentaje de incubabilidad

<http://www.portalveterinaria.com> (2003), indica que la incubabilidad hace referencia al éxito del proceso de incubación o lo que es lo mismo, la capacidad del huevo para eclosionar, produciendo un pollo viable y se sustenta en el siguiente enunciado matemático.

$$Fertilidad = \frac{\text{Número de pollos nacidos}}{\text{Número de huevos fértiles}} \times 100$$

La fertilidad de un huevo no incubado se puede determinar solamente al abrirlo, pero cuando un huevo se ha incubado, la fertilidad se puede determinar a través de la ovoscopia, que muestra el desarrollo embrionario y el tamaño de la célula de aire. El color no cambia si el huevo es fértil, pero la célula de aire se alargara. En el desarrollo normal, las sombras aumentaran indicando el desarrollo embrionario, detectable entre los 5 y los 7 días de incubación. Se recomienda efectuar la ovoscopia a los 7 días para eliminar los huevos sin desarrollo embrionario.

Jerez, M. et al. (2010), reporta que el porcentaje de incubabilidad de los huevos de gallina criolla dependen de los factores de temperatura y humedad que se mantienen en las incubadoras, ya que estos factores son importantes para la

eclosión de los embriones en los últimos tres días, por lo que en su estudio determinó valores entre 66,6 y 77,7% de incubabilidad.

Vignon, C. (1997) y Jerez, S. (2004), reportan porcentajes de 77,6% y 77,1% de incubabilidad; respectivamente; Zapata, C. (2001), al estudiar la fertilidad e incubabilidad de huevos de gallinas criollas diferenciados por fenotipo en condiciones controladas, obtuvo en general un promedio de incubabilidad del 81%.

García, H. (2003), al establecer el comportamiento productivo y reproductivo en gallinas criollas sometidas a tres dietas diferentes, menciona que el porcentaje de incubabilidad en promedio general fue de 83,3%. La diferencia en los porcentajes de incubabilidad mencionados, pueden deberse al tipo de manejo ya que se reportan trabajos bajo condiciones de traspatio, sistema semiintensivo y sistema alternativo.

C. INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN AVES

1. Generalidades de la inseminación artificial en aves

Sauveur, B. (1992), menciona que la IA fue desarrollada para aves en la década de los años treinta del siglo pasado con la implementación de una metodología no invasiva y específica para la obtención del semen de gallos. En procesos sistematizados con objetivos previamente establecidos, mediante la evaluación seminal como rutina de un programa de IA, el avicultor puede comprobar de forma inmediata la eventual mejora de la calidad y producción de espermatozoides, o su deterioro, permitiendo ajustar el número de espermatozoides necesarios para una dosis de IA, logrando una máxima dilución y distribución del semen de los machos

más aptos para transmitir a su descendencia una característica deseada, y a eliminar machos improductivos.

Donoghue, A. y Wishart, G. (2000), manifiestan que en la hembra, el procedimiento para la inseminación involucra un manejo considerable, ya que esta es sujeta para hacer presión en el abdomen, exponer la cloaca y el interior del orificio vaginal para depositar el semen a 3-4 cm de profundidad en el interior del orificio vaginal. La técnica de IA es una herramienta de la reproducción animal asistida que permite un mayor campo de acción, sin embargo en las aves a diferencia de los mamíferos, una vez lograda la fertilización existe el reto de incubar los huevos fértiles y posteriormente criar a los polluelos.

Burrows, W. y Quinn, P. (1937), fueron los primeros reportes en aves, señalan en un trabajo y de Fujihara, N. y Ohboshi, S. (1991), hasta la fecha, las técnicas de masaje son efectivas sin embargo requieren de ciertas adecuaciones específicas para cada especie y ejemplar, esto debido a las características anatómicas de dimensiones y estructuras de la cloaca.

Sauveur, B. (1992), menciona que en la industria avícola de especies domésticas, la técnica de IA representa ventajas similares a las obtenidas en la ganadería de mamíferos, como el mejor aprovechamiento de machos genéticamente superiores, reducción de la proporción de machos con respecto a las hembras, y la cruce entre diferentes líneas o especies, además no requiere la presencia de conducta de apareamiento permitiendo una gran presión genética para la selección de caracteres en pocas generaciones. También debido a que la fertilidad de los gallos declina en el segundo y tercer año de la vida, y que la producción de semen se incrementa durante el invierno y primavera y disminuye en el verano y otoño, declinando la fertilidad durante estas dos últimas estaciones. Con el uso de la IA se ha contribuido a solucionar parcialmente estos problemas. También se ha utilizado como un método para mantener y reproducir líneas puras de reproductores primarios (Etches, 1996; Pollock, 1999). También ha permitido

conducir experimentos de manera controlada para determinar la capacidad fertilizante de diferentes líneas genéticas (Poivey y col 2001).

Brillard, J. (1993); Birkhead, T. y col (1993); Fisinin, V y col (2004), mencionan que para obtener resultados favorables mediante la IA es necesario definir un protocolo o estrategia para realizarla ya que se ha observado que únicamente el 1% de los espermatozoides depositados en el tracto de la hembra son seleccionados para completar este proceso, observándose principalmente dos factores que se involucran en este proceso. El primero está relacionado con el almacenamiento de los espermatozoides en el tracto de la hembra, por ejemplo en intervalos de ovoposición e IA, y el segundo está con relacionado con factores que afectan la liberación espermática, como la edad de las hembras. Además, se ha observado que el número de espermatozoides inseminados y la frecuencia con que se realiza, influye en los resultados de fertilidad (Saint, J. y col 1994), así como en una mayor eficiencia al tener un método sistematizado que permita evaluar y ajustar el protocolo (Christensen, V. y Bagley, L. 1989).

2. Ventajas y desventajas de la IA

Argüelles, M. (2010), menciona que dentro de las ventajas y desventajas de la inseminación artificial, en especial para aves, se pueden citar lo siguiente:

a. Ventajas

- Permite la reproducción en especies comerciales con un dimorfismo sexual (peso o conformación) elevado en las que la monta natural ya no es posible.
- Reduce el número de machos necesarios para la fecundación de un mismo número de hembras. El porcentaje de machos se puede reducir de 7-10% a 2-3%.
- En programas de selección, permite asegurar e incrementar la descendencia de machos de alto valor genético, con mayor presión de selección y progreso.

- Conseguir elevados niveles de fertilidad, siempre que la técnica se practique correctamente. Con IA se puede compensar fácilmente la caída de calidad espermática de los machos o la mayor dificultad de almacenaje del semen en hembras viejas, incrementando la frecuencia o la dosis de las inseminaciones. La caída de la fertilidad debida a un descenso en la libido o habilidad de los machos viejos para aparearse no existe.
- Reducir los costos de alimentación de machos y hembras (en un 10 a 20%), pues se reducen las necesidades energéticas de mantenimiento y actividad sexual.
- Permite aumentar la capacidad de producción de una granja ya existente (por mayores densidades de aves al pasar de alojar a estas en jaulas).
- Incremento en el porcentaje de huevos incubables (casi un 2%) por menor contaminación.
- En gallinas el peso del huevo es superior (1 a 2 gramos) si se mantienen en jaulas, lo que puede representar un ligero aumento en el peso final del pollo de engorde.

b. Desventajas

- Mayor inversión de capital (en jaulas y equipos).
- Mayor necesidad de mano de obra. Se calcula que para 20.000 a 30.000 reproductoras en IA hacen falta cuatro personas. En monta natural, una sola persona es capaz de atender 20.000-30.000 gallinas.
- Difícil control de la cantidad de pienso suministrada a las reproductoras, especialmente en,

- Las reproductoras enjauladas suelen presentar problemas de lesiones en las almohadillas plantares, que repercuten negativamente en la puesta.
- En zonas del mundo donde la mano de obra es muy cara parece poco probable que la IA se desarrolle mucho, salvo que se haga indispensable.
- En selección genética no se puede evaluar la habilidad del macho para la monta, carácter este de vital importancia para la reproducción natural en posteriores fases de multiplicación.
- En el futuro va a haber cada vez más presión por parte de los grupos de defensa del bienestar animal en contra del uso de jaulas en avicultura.

3. Métodos de obtención del semen

a. Recogida del semen

Muñoz, D. (2011), indica que entre los métodos más utilizados y eficaces para la obtención del semen está el masaje dorso-abdominal con ordeño de la cloaca, descrito por Burrows, W. y Quinn, P. (1935) y que en la actualidad es el más popular en aves como los gallos, pavos, faisanes, aves rapaces, columbiformes e incluso aves de pequeño porte como fringílidos. Otro método utilizado en patos y rapaces afirma Muñoz, D. (2011), es el de recogida con vagina artificial siempre que se disponga de una hembra estimuladora o en el caso de las rapaces que el animal esté improntado. Independientemente de la técnica empleada siempre se debe efectuar un entrenamiento antes de la puesta en práctica. Las técnicas empleadas en la recogida de semen son:

(1) Obtención del semen mediante masaje

Muñoz, D. (2011), menciona que esta técnica requiere de la mano de dos personas. Una es la que realiza el masaje en la región dorso-abdominal al macho

y lo sujeta al cabo de dos o tres pasadas de la mano, el ave levanta la cola y muestra la cloaca muy manifiesta con el pene en semieversión, se oprime la región lateral de la cloaca, lugar donde se encuentran las vesículas espermáticas consiguiendo la expulsión del semen. Es entonces cuando la segunda persona debe recoger el semen por aspiración evitando coger paralelamente orina, heces etc., ya que estos fluidos tienen efectos desfavorables sobre la calidad espermática y poder fecundante del semen obtenido.

(2) Obtención del semen con ayuda de una hembra estimuladora

Muñoz, D. (2011), manifiesta que para la obtención del semen mediante una hembra estimuladora, es el más utilizado en los patos, alojando los machos en jaulas individuales, se les presenta una hembra para estimularlos y si la hembra esta receptiva y el macho sexualmente activo, el cortejo se produce rápidamente. Es entonces cuando se va a producir la cópula cuando el operario debe hacer salir el pene haciendo una ligera presión encima de la cloaca con la posterior erección de este y su consecuente salida de semen. Para poder adiestrar los machos estos deben de iniciarse en el momento en que empiezan a ser sexualmente activos. En el caso de las aves rapaces improntadas el que actúa como estímulo sexual para el macho, es el propio criador, aunque el mecanismo por el cual se produce este estímulo en el ave no está muy claro, la técnica consiste en hacer subir a la rapaz encima de una especie de gorro que se pone en la cabeza el criador y que actúa como mecanismo de recogida del semen.

b. Manejo del Semen fresco

Jácome, J. (2005), recomienda realizar las colectas a los gallos de 2 a 3 veces por semana, e inmediatamente se utiliza el semen fresco para inseminar a las gallinas. El volumen promedio de cada gallo es de 0.5 ml/ave, se utiliza 0.1 ml para inocular al ave.

c. Manejo del Semen diluido

Jácome, J. (2005), recomienda también que el esperma recolectado se diluye en lactato de ringer, con diluciones 1:2, a una temperatura de 40 °C y se debe utilizar el 0.1 ml de semen diluido para inseminar cada ave.

d. Materiales de inseminación.

Muñoz, D. (2011), indica que varias son las posibilidades de inseminación: con semen puro y con semen previamente diluido. Cuando el utilizado es el semen puro y por ello se aplica rápidamente a la hembra el semen es mantenido en los mismos tubos de recogida siempre y cuando no estén contaminados por heces, orina, etc.; En el caso en el que el semen debe diluirse el método más utilizado es el de recoger el semen en los tubos que contienen el diluyente.

La inseminación de acuerdo a este autor, se suele realizar con jeringas graduadas provistas de una cánula adecuada a la especie a inseminar, así logramos aplicar la dosis exacta pero se debe tener la precaución de cambiar la cánula en cada animal inseminado, con la única finalidad de no transmitir de unos individuos a otros gérmenes patógenos. Se dispone también en algunas especies como en el caso de las gallinas de instrumentos adecuados para la sujeción de las hembras (planchas o tablillas de sujeción) que permiten a un solo operario inseminar a las diferentes gallinas de una misma batería.

Francesch, A. (1994), menciona los materiales necesarios simplemente son: un botecito de cristal de 2 cm de diámetro por 2 cm de altura aproximadamente. Jeringuillas de insulina sin la aguja. Una mesa un poco alta o un potro de madera como el que se presenta en la foto 1. Si se fuera a inseminar de varios gallos, debería disponerse de un botecito y una jeringuilla para cada uno de ellos, pues es preciso que no se produzcan mezclas de semen.

e. Lugar de inseminación

Muñoz, D. (2011), indica que sin duda alguna, se pueden realizar las inseminaciones en distintos lugares del tracto genital de la hembra, dando muy elevadas tasa de fecundación las efectuadas en vagina, útero, mágnum y ovario incluso utilizando semen descongelado. Pero por lo general las inseminaciones se realizan a nivel de la vagina dado que la inseminación en otras zonas puede requerir la necesidad de utilizar técnicas quirúrgicas dando lugar a una pérdida de productividad. Los resultados obtenidos al realizar las inseminaciones a nivel de la vagina difieren bastante dependiendo de la profundidad a la que se realice esta. La práctica lleva a la conclusión que la mejor zona de inseminación es la zona media de la vagina para así minimizar al máximo la expulsión de los espermatozoides y no dañar la unión útero- vaginal.

f. Intervalos de inseminación

Muñoz, D. (2011), afirma que a diferencia de los mamíferos, en las aves los espermatozoides tienen la capacidad de sobrevivir en el tracto genital femenino y conservar su capacidad fecundante durante mucho más tiempo. Este periodo ofrece una amplia variabilidad de unas especies a otras (21 días en gallinas, 60 días en pavas, 16 días en canarios) lo que determina las frecuencias de inseminación artificial. La conservación de los espermatozoides se da gracias a unas glándulas tubulares “nidos espermáticos” que se encuentran en el infundíbulo y en la unión útero-vaginal que proporcionan a los espermatozoides unas condiciones bioquímicas idóneas. Claramente las duraciones de estos periodos en los que se mantienen los espermatozoides vivos dentro del tracto genital femenino (“periodo fértil”) varían en función de las hembras y de su estado fisiológico, contribuyendo a ello el estado de formación del huevo en relación a la inseminación, la edad y varían también en función del número de espermatozoides inseminados y la calidad de estos.

Muñoz, D. (2011), afirma que la tasa de fecundación máxima en gallinas se obtiene al segundo día tras la inseminación y esta se mantiene cerca de este nivel (“en meseta”) durante una semana como término medio en las distintas razas,

disminuyendo con rapidez según una curva del tipo sigmoideal para hacerse prácticamente nula a los 20 días tras la inseminación. Todas las especies de aves presentan este tipo de curva sigmoideal, variando de unas a otras la duración del “nivel de meseta”. Muñoz, D. (2011) concluye que para que se produzca un nivel óptimo de huevos fecundados se deben realizar las inseminaciones en un intervalo de tiempo que no supere las duraciones de las mesetas de cada especie (pata: 2-6 días, pintada: 5-7 días, pava: 7-21 días).

g. Hora de inseminaciones

Muñoz, D. (2011), menciona que se ha comprobado que el éxito de las inseminaciones, está relacionado con el estado del ciclo de puesta de la hembra en el momento de la aplicación de los espermatozoides. La presencia o no del huevo, la presencia de secreciones, etc., influyen en el transporte y almacén de los espermatozoides. No obstante, el momento en que se produce la inseminación puede ser enmascarado si se utilizan grandes dosis de espermatozoides, algo que dificulta el establecimiento de las dosis de inseminación. En el caso de las gallinas se aconseja inseminarlas unas 8 horas después del encendido de las luces en el gallinero, en cambio en el caso de las pavas y pintadas la inseminación debe hacerse nada más iniciarse el periodo de luz o poco antes de que se apaguen las luces.

4. Instalaciones y manejo de los reproductores

<http://www.fcv.unl.edu.ar> (2010), Indica que para realizar la IA, tanto machos como hembras se alojan en jaulas. El número de machos suele ser de un 2-10 % respecto al número de hembras. Este porcentaje puede variar si se utiliza semen sin diluir con 3 recogidas semanales (5% de machos) o se utiliza semen diluido en una proporción de 1/3 v/v (2% de machos). Para facilitar la extracción de semen de los machos deben cortarse las plumas de alrededor de la cloaca (un redondel de 10 o 12 cm. de diámetro) y, de ser posible, continuar cortándolas con cierta periodicidad para mantener la zona limpia.

Se debe “adiestrar” al macho para que suelte el semen en el recipiente elegido, idealmente a partir de las 20 semanas de edad, extrayéndole semen una o dos veces por semana. Hay tres cosas que no deben desconocerse: el ave no debe apretarse demasiado en el cuerpo y las patas; el macho debe estimularse a soltar el semen lo más rápido posible; y hay aves que son más fáciles de manipular que otras. Una vez entrenados, los machos producen semen con facilidad y en cantidades superiores a las que producirían en una monta natural. Para obtener la mejor calidad de semen posible y especialmente limpio de heces, se debe alimentar a los machos por la tarde, una vez realizada la inseminación de las hembras. Las gallinas se suelen alimentar por la mañana. Es importante realizar una restricción de agua, lo que mejora la limpieza del semen (menos heces líquidas) y ayuda a mantener unas condiciones ambientales más secas.

Las inseminaciones suelen iniciarse cuando el lote de gallinas se encuentra en un 25-35% de puesta o cuando el peso del huevo ha alcanzado una media de 50-52 gr; además, el lote está por debajo del 25% de puesta, habrá aún muchas gallinas que no ponen y son muy difíciles de evaginar para la inseminación.

Se puede inseminar con semen sin diluir o diluido. En general se trabaja con un pool de semen de 4-5 machos. La inseminación con semen sin diluir hace que el porcentaje de machos deba incrementarse y suele tener mayor interés en investigación o cuando se trata de intentar fertilizar solo algunos ejemplares (aves en vías de extinción), pero no tiene interés comercial. La congelación de semen todavía no se utiliza comercialmente pues las fertilidades obtenidas son bastante bajas.

5. Extracción de semen en el gallo

<http://www.fcv.unl.edu.ar> (2010), menciona que existen varios métodos descriptos, pero el más sencillo y efectivo es el método americano, el cual consiste en el masaje dorso-abdominal del macho, para lo cual son necesarios dos operarios. El operario “A” sujeta al macho por los metatarsos, sin apretar demasiado fuerte, con

el rabo apuntando hacia el otro operario. El operario "B", realiza un masaje firme con la mano izquierda sobre el dorso del macho, desde la zona craneal a la caudal. En cada masaje, los dedos índice y pulgar llegan hasta la cloaca. Con la mano derecha se masajea suavemente sobre los huesos pélvicos en ventral. Tras 2-4 masajes, el falo del macho se agranda ligeramente y aparece en la zona dorsal de la cloaca. En ese momento con la mano derecha, se hace presión sobre la zona abdominal y con los dedos índice y pulgar de la misma mano se presiona alrededor de la cloaca (ordeño), para provocar la eyaculación y para extraer también el semen almacenado en las vesículas seminales. Con la mano izquierda se sostiene el recipiente que recoge el semen que aparece muy rápidamente en el momento de la eyaculación, por lo que el operario debe estar muy atento.

Francesch, A. (1994), describe que para la obtención de semen en el gallo debe seguirse de la siguiente manera. El gallo es preciso que esté solo en una jaula. Con la práctica, tanto de la persona como del gallo, es posible que uno solo sea capaz de realizar la extracción del semen, pero lo más cómodo es que para ellos estén dos personas, una persona coloca el gallo con la quilla sobre una mesa o sobre el potro. Las patas deben quedar fuera de la mesa y las deberá tener cogidas con la mano derecha sin apretarlas. La mano izquierda deberá tener el botecito donde se recogerá el semen. La persona que vaya a proceder a la extracción del semen se colocará a la derecha de la persona que sostenga el gallo. Pondrá la mano derecha en el lomo del gallo y la izquierda en el abdomen, por debajo de la cloaca. Los dedos pulgar y corazón de la mano derecha, que abarcarán izquierda y derecha del lomo, deberán empezar como haciendo cosquillas justo donde cada ala se une al cuerpo por la zona ventral. Con ello el gallo levanta la cola y pone al descubierto la cloaca.

Francesch, A. (1994), recalca que en este momento ambos dedos, haciendo puente sobre el lomo se deben deslizar suavemente por él, hasta el arranque de la cola y se debe colocar unos 0,5 cm por delante del orificio cloacal. Así dispuestos, se debe presionar a modo de pellizco de delante hacia atrás, con cierta fuerza, si fuere preciso. Con ello debe conseguirse la erección y la

exteriorización del órgano copulador, que se notará por la aparición de un órgano rojo intenso saliendo por el orificio de la cloaca. Simultáneamente se realizarán presiones suaves en el abdomen con la mano izquierda. Producida la exteriorización y la erección, se deberán producir sucesivas presiones a ambos lados de la cloaca. En definitiva, estaremos presionando sobre las vesículas seminales, con lo que se verá manar el semen, como líquido lechoso, que deberemos recoger en el botecito por la otra persona. Dejaremos de presionar a ambos lados de la cloaca cuando ya deje de fluir.

6. Inseminación

Francesch, A. (1994), describe que la práctica en la inseminación, también enseña que una sola persona puede inseminar una gallina, y mucho más fácilmente que extraer semen de un gallo. Cuando se insemina entre dos personas, en el momento de la introducción del semen en el oviducto de una gallina deberá conseguirse que su orificio vaginal salga por la cloaca. Una persona deberá sacar la gallina de la jaula o batería de forma que, apoyando su zona ventral en la entrada, quede la mitad anterior dentro y la posterior fuera. Con la mano derecha se deberá sujetar por las patas, orientándolas hacia bajo. Con la izquierda se levantará la cola, tirando de ella hacia la parte anterior, quedando así al descubierto la cloaca. Francesch, A. (1994), termina diciendo que el inseminador se colocará a la derecha de la persona que sujete la gallina. Con la mano izquierda presionará una o varias veces en el abdomen, con cierta fuerza si fuera preciso, hasta conseguir exteriorizar el orificio de la vagina: se trata de un órgano rojo circular que presenta el orificio en el centro. Conseguida su exteriorización, se deberá introducir la jeringuilla con el semen en el orificio hasta unos dos o tres centímetros de profundidad. En este momento se debe dejar de presionar en el abdomen y se soltará la cola. Eliminadas todas las presiones, introducirá 0,1 ml de semen en el oviducto. Finalmente retirará la jeringuilla y se devolverá la gallina a la batería con cierta suavidad.

7. Consideraciones para la extracción de semen y la inseminación

a. Consideraciones en el macho

Santiago, H. (2010), afirma que las consideraciones a tomar en el macho son:

- Recorte de plumaje alrededor de la cloaca.
- Deben ser entrenados.
- Masajeados de 7-10 días para facilitar la eyaculación.
- Alimentar después de la colección de semen para reducir la contaminación fecal.
- Control del peso corporal.

Francesch, A. (1994), comenta que a veces se presenta la dificultad de conseguir la erección del órgano copulador en gallos asustados y en los que son demasiado jóvenes, así como por falta de práctica de la persona que debe hacerlo. Por tal razón dice es mejor empezar a practicar con gallos que ya hayan estado con gallinas. Al cabo de uno o dos días de haberlos colocado en las jaulas ya podemos iniciar las extracciones. Muy pronto los gallos se habituarán y la erección del órgano copulador se producirá justo lo coloquemos sobre la mesa o el potro. En este caso ya sólo precisará de una presión sobre las vesículas seminales a ambos lados de la cloaca, acompañando con ligeras presiones en el abdomen. Es normal que en las primeras extracciones en gallos jóvenes obtengamos alguna gota de sangre. Puede ocurrir que se consiga la erección del órgano copulador pero no se obtenga secreción de semen. Esto ocurre cuando se practica con gallos que están con gallinas en la jaula o cuando aquéllos son demasiado jóvenes. Fuera de estos dos casos y habiendo sucedido repetidas veces, se trata de un caso de esterilidad. La cantidad de semen es variable. En gallos con edades desde 8 meses a 2 años se puede esperar un promedio de 0,8 ml por extracción, cuando éstas se realizan diariamente. No es aconsejable, de cara a la fertilidad de las muestras, realizar más de una extracción al día. Lo que se ha visto es que una extracción diaria, frente a una semanal, favorece la fertilidad.

b. Consideraciones en la hembra

- 75% de hembras en 75% producción.
- Inseminar en la tarde para minimizar el número de hembras con huevos en el tracto reproductivo.
- Obstruye el paso de semen (reflujo).
- Semen debe ser colectado en la tarde.
- Comúnmente utilizado en 45 min para maximizar su viabilidad.

Francesch, A. (1994), también hace referencia en que debemos considerar en la gallina durante la exteriorización del orificio vaginal, no presenta ninguna dificultad en animales que estén en puesta. Se resiste y es preferible no insistir cuando la gallina está a punto de poner, con el huevo totalmente formado en el útero. En este caso, esperaremos que haya realizado la puesta. No se consigue o es muy difícil en aves que no están en periodo de puesta, pero como es lógico, en este caso no precisan ser inseminadas. Es suficiente realizar una inseminación semanal. Ya se ha dicho que sólo es necesario inocular 0,1 ml de semen. De ello se deduce que por término medio, con un solo eyaculado tendremos para 8 o 10 gallinas. Es preferible hacerlo a partir de las tres de la tarde, que es más normal que la gallina ya haya puesto. Las inseminaciones en el momento previo a la puesta no suelen dar buenos resultados. Se empiezan a obtener huevos fértiles a partir del tercer o cuarto día post-inseminación.

E. CONSERVACION DE SEMEN DE GALLOS

1. Conservación de semen.

Existen dos maneras de conservar in vitro al semen. En términos generales el almacenamiento del semen líquido es una práctica frecuente que involucra la dilución del semen en amortiguadores a baja temperatura (5°C aproximadamente) para ser utilizado en la IA. Se ha demostrado que dependiendo de los

ingredientes utilizados para hacer un diluyente, este tendrá diferente capacidad para conservarlo (Sexton, T. 1988). La criopreservación involucra la suspensión del semen en diluyentes con crio protectores, ésta técnica permite su almacenamiento de manera “indefinida” en nitrógeno líquido permitiendo la creación de un banco de genes, con un fácil manejo posterior (Bakst, M. 1990).

Thiber, A. y Guerin, B. (2000), mencionan que la conservación espermática en fresco y/o mediante la criopreservación es una herramienta de la reproducción asistida que se ha perfeccionado con ese propósito, sin embargo existen riesgos que están aunados a estas técnicas como lo es el aspecto higiénico y/o la transmisión de enfermedades, los cuales deben ser considerados.

2. Dilución del semen fresco

Muñoz, D. (2011), menciona que el problema de si diluir o no el semen está relacionado con el tiempo que vaya a transcurrir hasta que este sea utilizado. En los casos en los que el semen es utilizado de 30-45 minutos tras su obtención, no es necesario diluirlo. En cambio cuando el tiempo sea superior es imprescindible diluirlo a la vez que se recoge e incluso refrigerarlo. Por otro lado, no cabe decir que diluido o no el semen, no permite inseminar a un número mayor de hembras pues como se comentó anteriormente el factor importante es el número de espermatozoides por dosis de inseminación.

3. Características de los diluyentes

Muñoz, D. (2011), dice que los diluyentes deben ser capaces de preservar la capacidad fecundante de los espermatozoides, tamponar la acidificación del medio como consecuencia del metabolismo de los espermatozoides, aportar nutrientes de tipo energético en determinadas ocasiones y de preparar a los espermatozoides para la congelación. En el caso de que el semen diluido sea utilizado sin haberse congelado, los diluyentes utilizados pueden ser soluciones tampón que favorezcan la capacidad fecundante de los espermatozoides.

Muñoz, D. (2011), menciona que los tampones del tipo fosfato de sodio deben ser descartados mientras que el TES puede utilizarse si se utiliza a una concentración de 65g/l para garantizar una presión osmótica de 380-400 mosm/l. Entre los diluyentes más utilizados, encontramos los de Lake o de Sexton que cumplen con la osmolaridad y además incluyen hasta varios sistemas tampón (citrato, acetato, BES o TES), poseen además concentraciones muy precisas de electrolitos y quelantes y de forma general llevan un azúcar (fructosa en el caso de el de Sexton o glucosa en el de Lake.) Pese a la complejidad de algunos de estos diluyentes no está claro que sea mejor que el simple TES para la conservación de la fecundidad. Van Wambeke propone utilizar un diluyente a base de leche y clara de huevo con tasas de fecundación de hasta el 92-99%, siendo este un diluyente muy empleado para el semen de las aves rapaces.

4. Diluyentes de semen

Santiago, H. (2010), menciona los diluyentes más utilizados comúnmente en aves es una solución de 1% NaCl. La mayoría son mezclas de amortiguadores de diferentes sales, la razón de la dilución comúnmente utilizada es de 1:4 (semen: diluyente) y por lo general se debe inseminar de 30 a 45 min luego de colectar el semen. Estos diluyentes permiten almacenar semen hasta por 24 h sin ningún efecto en la fertilidad. Se han conseguido excelente fertilidad con semen almacenado por 6, 12, 18 y 24 h. La dilución de semen aumenta la relación de macho/hembra que por lo general en monta natural la relación es de 1:10 (macho: hembra) duplicándose con IA y semen diluido a 1:20 (macho: hembra).

Hernández, P., Fernández, R. y Rodríguez, S. (2005) en un trabajo investigativo que se realizó en la obtención y congelación de semen de gallo domestico usando como diluyente el glutamato de sodio donde se trabajaron 49 eyaculados de gallos Plymouth Rock Barrada, el diluyente glutamato de sodio se preparó o fue elaborado con 0,9996 g de glutamato de sodio, 3 ml de yema de huevo, 10% de glicerol, 0,0011 g de cloranfenicol en 27 ml de agua bidestilada.

Hernández, P., Fernández, R. y Rodríguez, S. (2005), indican que a pesar de que la mayoría de los diluyentes para aves tienen al glutamato de sodio combinado con otros ingredientes, existe falta de disponibilidad de algunos componentes, esto ha llevado a sugerir algunas alternativas más prácticas, como el empleo del glutamato de sodio con yema de huevo, antibiótico y glicerol, que sirva como un medio para la conservación de espermatozoides de gallo durante el proceso de congelación y descongelación. Estos autores aseguran que el conjunto de resultados obtenidos, sustenta que el diluyente glutamato de sodio protege a los espermatozoides de gallo en el proceso de congelación y descongelación y que esto puede ser una alternativa para la crio preservación, de espermatozoides de aves.

5. Tasa de dilución

Muñoz, D. (2011), afirma que una mayor dilución no aumenta el porcentaje de fecundidad sino todo lo contrario, una dilución excesiva puede dar lugar a una menor motilidad y a una disminución en el poder fecundante de los espermatozoides. La tasa de dilución debe ser la justa para poder aportar todas las ventajas de la dilución. Así el nivel adecuado de dilución suele estar entre 1:2 y 1:3 para las distintas especies.

6. Plazo de utilización del semen diluido.

Muñoz, D. (2011), menciona que por lo general el plazo para poder utilizar el semen fresco está en torno a 24-48 horas pero esta variación viene dada por una serie de factores como pueden ser:

- La calidad del semen antes de diluir.
- La oxigenación del semen durante su almacenamiento.
- La temperatura a la cual se almacena el semen (6horas, 12-15°C en pavos).

- La velocidad de enfriamiento para su almacenamiento (ideal 1°C/ min) Todas las variaciones de estos factores van a perjudicar en menor o mayor medida el tiempo de almacenamiento del semen para su posterior inseminación.

7. Congelación del semen

Muñoz, D. (2011), menciona que además del importante coste económico que esta técnica supone, se añade la baja tasa de fecundación conseguida, por lo que no es una técnica con mucho futuro dentro de la avicultura de producción (bajo coste de los pollitos). Al contrario, si es una técnica a tener en cuenta y que despierta mucho interés en la avicultura deportiva (colombicultura, etc...) y claro está en el mundo de la bioconservación (utilización en especies en peligro de extinción).

De acuerdo a este autor, las dificultades que se plantean al proceder a la congelación de los espermatozoides de las aves son por un lado, la degradación que sufre la membrana de los espermatozoides la causa de la aparición de microcristales y deshidratación durante el proceso de preparación y por otro los fenómenos de toxicidad originados también por la congelación. De acuerdo a este autor, antes de la congelación los espermatozoides deben sufrir una preparación a una temperatura de 4 °C, después el semen se va diluyendo poco a poco para añadirle uno o varios crio protectores (glicerol, DMSO, dimetilacetamida). Con la utilización de los crio protectores se solidifica el agua en estado amorfo con la finalidad de evitar la aparición de micro cristales pero estos no alcanzan su máxima función si no son en elevadas concentraciones, hecho que destruye los espermatozoides.

La congelación como tal, se da con vapores de nitrógeno una vez el semen ha sido distribuido en pajuelas, ampollas o en pastillas y el almacenamiento y conservación se realiza con nitrógeno líquido. El gran problema de estos pasos radica en evitar al máximo la formación de micro cristales. Otra fase que es muy delicada es la de descongelación, esta debe ser rápida para limitar el crecimiento

de los microcristales y en ella se debe sustituir el diluyente con glicerol por uno de inseminación. Una vez sustituido el diluyente se debe realizar la inseminación.

8. Evaluación seminal

a. Parámetros a evaluar

Duchi, N., Almela, L., Peinado, B. y Poto, A. (2010), reportan en un estudio de “Crio preservación de semen de gallo: una alternativa para la recuperación y conservación de la gallina de raza murciana”. Los eyaculados obtenidos, inmediatamente sometieron a análisis con respecto a: su volumen, concentración, motilidad, porcentaje subjetivo de sobrevivencia y porcentaje de espermatozoides con normalidad y anormalidades en su membrana celular.

De acuerdo a estos autores, para los resultados encontrados se utilizó 6 gallos de raza murciana de 1,5 a 2,0 años de edad como donantes de semen, previo entrenamiento mediante masaje dorso abdominal, la recolección se realizó en Diluyente Lake & Stewart más glicerol al 10,83% (v/v) a 15 °C en una proporción de 1:10 (semen: diluyente); posteriormente mencionan que se colocó el contenido en refrigeración a 4 °C/1h; al término se realizó el empajuelado, sellado y crio congelación automática lenta como cita (Roy Hammersted). En este estudio los resultados obtenidos fueron:

- Volumen $0,55 \pm 0,07$ ml.
- Concentración $4,55 \times 10^9 \pm 0,28$ spz/ml (Cámara de Makler),
- Valores de motilidad $3,57 \pm 0,14$ y,
- Porcentaje de espermatozoides vivos $62,73 \pm 5,66\%$.

Los resultados fueron obtenidos al descongelar el semen (a 4 °C por 7min.). Estos autores mencionan que estos valores son bajos comparados con los valores de $4,04 \pm 0,11$ y $82,63 \pm 3,21\%$ de motilidad y sobrevivencia en semen fresco, en tanto el porcentaje de espermatozoides con daños en la membrana citoplasmática

fue $68,50 \pm 3,50\%$ para semen descongelado frente al $12,66 \pm 2,66\%$ en semen fresco. En conclusión, estos datos de congelación de semen de gallo de acuerdo a estos autores, indican que la técnica puede ser suficiente para un banco de germoplasma, pero que se necesita mejorar los resultados para una mayor eficiencia de la congelación y descongelación.

López, F. (2007), en un estudio sobre; “Influencia de la edad de los progenitores sobre la calidad espermática y tasa de fertilidad en aves rhodeisland red”, menciona que la evaluación seminal se basa en hacer un análisis del semen para observar:

- Volumen de eyaculado (ml)
- Concentración espermática
- Espermatozoides por eyaculado
- Motilidad espermática (%)
- Morfología normal (%)
- Espermatozoides vivos (%)
- Espermatozoides muertos (%)

López, F. (2007), reporta para los resultados que arrojó la evaluación seminal mostrando diferencia significativa ($p < 0.05$) en volumen del eyaculado (ml), entre gallos jóvenes y gallos viejos, como se muestra en el cuadro 1.

Cuadro 1. RESULTADO DEL ESTUDIO DE LA CALIDAD SEMINAL DE GALLOS JOVENES Y VIEJOS.

Indicador	Gallos	
	jóvenes	viejos
Volumen del eyaculado (ml)	$0,63 \pm 0,19^a$	$0,37 \pm 0,17^b$
Concentración espermática	$4,389 \times 10^{6a}$	$4,082 \times 10^{6a}$
Espermatozoides por eyaculado	$2,611 \times 10^{6a}$	$1,337 \times 10^{6b}$

Motilidad espermática (%)	89,8±2,6 ^a	84,7±7,9 ^a
Morfología normal (%)	88,5±5,2 ^a	87,4±10,4 ^a
Espermatozoides vivos (%)	89,2±6,2 ^a	84,7±3,3 ^b
Espermatozoides muertos (%)	10,7±0,6,3 ^a	15,3±3,39 ^b

Fuente: López, F. (2007).

b. Cuantificación del semen

Jácome, J. (2005), indica que para realizar una cuantificación seminal se necesita un registro de trabajo. Para lo cual lo hacemos por el Método microscópico, los pasos a seguir serán:

- 1) Mezclar bien la muestra de semen con una pipeta o bien con una rotación de extremo a extremo del tubo.
- 2) La muestra de 0.5 ml pasarla a un frasco volumétrico de 10 ml.
- 3) Se utiliza una solución salina al 9% (gramos de Na Cl/100 ml de agua destilada), hasta obtener un volumen de 10 ml. Agregar una o dos gotas de formalina al 2% para inactivar los espermatozoides. Mezclar bien.
- 4) Con la ayuda de una pipeta agregar una gota de la solución, por debajo del cubreobjetos del hemocitómetro. Esperar 5 minutos antes de efectuar el recuento a fin de que la muestra sedimente, pero llevarla a cabo dentro de los siguientes 60 minutos.
- 5) Contar el número de espermatozoides existentes en 5 espacios de la región cuadrículada central del portaobjetos.
- 6) Calcular el número de espermatozoides por ml de semen, mediante la utilización de la siguiente ecuación: *Número de espermatozoides contados x 10 000 = Número de espermatozoides por ml de semen.*

Para los procedimientos anteriores de acuerdo a Jácome, J. (2005), indica que se debe preparar una Tinción de eosina–nigrosina una vez que está listo, tanto el semen como la solución para teñir deben estar a temperatura de laboratorio, el procedimiento será entonces:

- 1) Mezclar 12 gotas de la solución de eosina-nigrosina con una gota de semen, en un tubo de ensayo.
- 2) Colocar una gota de la mezcla en el extremo de un portaobjetos previamente lavado con ácido y llevar a cabo un frotis cuidadosamente con otro portaobjetos, sostenido a un ángulo de 30 grados.
- 3) Secar con rapidez.
- 4) Con la ayuda de un microscopio provisto de un lente de inmersión, clasificar de 200 a 300 espermatozoides, por cada cubreobjetos, como vivos (no teñidos, con cabeza translúcida y blanca) o muertos (teñidos de un color Rosado).

F. BIOESTIMULANTES EN LA ALIMENTACION AVICOLA

1. ¿Qué son los bioestimulantes?

Turgeon, A. (2005), afirma que un bioestimulante es un término utilizado para describir sustancias orgánicas, que cuando se aplican en pequeñas cantidades afectan el crecimiento. Los bioestimulantes comercialmente disponibles son principalmente extractos de otros materiales, debido a esto, sus propiedades pueden variar ampliamente.

<http://www.angelfire.com>. (2011), indica que son formulaciones a base de varios compuestos químicos incluyendo hormonas, aminoácidos, vitaminas, enzimas y elementos minerales. La concentración hormonal en los bioestimulantes casi siempre es baja (menos de 0,02% o 200 ppm de cada hormona en un litro), así como también la de los demás componentes de la formulación. Los tipos de hormonas contenidas y las cantidades de cada una de ellas dependen del origen de la extracción (algas, semillas, raíces, etc.) y su procesamiento. El bioestimulantes también puede ser un hidrolizado de proteínas de origen animal que conforma un complejo equilibrado de aminoácidos esenciales y no esenciales en forma libre. Por lo tanto, es capaz de complementar la deficiencia de

aminoácidos de otras fuentes proteicas. Por otro lado el uso de un bioestimulante sólo puede servir como complemento auxiliar en el mantenimiento fisiológico.

2. Principales componentes de un bioestimulante

<http://www.angelfire.com>. (2011), indica que los bioestimulantes son formulaciones a base de varios compuestos químicos incluyendo hormonas, aminoácidos, vitaminas, enzimas y elementos minerales. De los cuales, los aminoácidos, vitaminas y electrolitos son los que integran como compuestos principales en un bioestimulante.

3. Algunos bioestimulantes

a. Solvit polvo

<http://farbiovet.com>. (2009), menciona que solvit es una vitamina AD₃E-C, Polvo oral, su descripción es:

- Composición: Cada 100 g contiene: Vitamina A 1.000.000 UI, vitamina D₃ 200.000 UI, Vitamina E 175 UI, Vitamina C 1200 mg, excipientes csp 100 g
- Propiedades: Solvit, es una combinación de vitaminas A, D₃, E y C, de rápida absorción en el organismo, para tratar deficiencias y estimular el desarrollo de los animales. Se recomienda en todas las especies de animales. Además aumenta las defensas en el organismo.
- Indicaciones: Solvit, estimula la vitalidad, reproducción, crecimiento y resistencia a las enfermedades en diferentes especies, coadyuvante en el tratamiento de enfermedades infecciosas y parasitarias, adyuvante en la terapia de infertilidad de machos y hembras, estimula la producción de leche y carne. Evita la osteomalacia, el raquitismo, estimula la absorción y equilibrio de calcio y fósforo en el organismo. Para regenerar alteraciones de piel y mucosas, para crecimientos retardados, y para aumentar las defensas del organismo.

- Dosis y vías de administración: Mezclado en el alimento o en el agua de bebida aves: 50 g en 100 litros de agua, o 50 g en 25 kilos de alimento. bovinos, equinos, porcinos, ovinos: 50 g en 100 litros de agua, o 50 g en 50 kilos de alimento. felinos y caninos: 5 g mezclado en el alimento.

b. Trolvit aminoácidos

<http://farbiovet.com>(2009), menciona que trolvit aminoácidos, es una solución oral, multivitamínico que contiene aminoácidos y electrolitos. su descripción:

- Composición: Cada 500 ml contiene: Dextrosa 27,5g, cloruro de calcio 220 mg, acetato de sodio 1250 mg, cloruro de potasio 550 mg, sulfato de magnesio 110 mg, Vitamina B1 55 mg, Vitamina B2 22 mg, Vitamina B6 55 mg, Vitamina B12 27,5 mg, niacinamida 750 mg, D-ácido pantoténico 27,5 mg, L- leucina 748 mg, Hidrocloruro de L-lisina 935 mg, L-ácido glutámico 25 mg, L-valina 770 mg, L-fenilalanina 20 mg, Hidrocloruro de L- arginina 467 mg, L-isoleucina 467 mg, L-treonina 400 mg, Hidrocloruro de L-histidina 300 mg, L-metionina 300 mg, L-triptófano 300 mg, Hidrocloruro de L-cisteina 250 mg, Taurina 25 mg, cafeína 5,5 mg, agua csp 500 ml.
- Propiedades: Trolvit aminoácidos, combina dextrosa como fuente principal de energía (carbohidrato), electrolitos en concentraciones óptimas que garantizan un equilibrio iónico exacto, devolviéndole el equilibrio hidroelectrolítico en deshidrataciones leves o severas. Fuente principal de aminoácidos esenciales y no esenciales, los aminoácidos son la estructura principal en la formación de proteína, son esenciales metabólicos para su síntesis en los procesos de nutrición. Las vitaminas del complejo B son sustancias orgánicas necesarias para el mantenimiento de las funciones corporales: crecimiento, salud, rendimiento, importante en la absorción de micronutrientes y en la destoxificación ante drogas ajenas al organismo.

- Indicaciones: Como suplemento nutricional, energizante, como fuente concentrada de aminoácidos, electrolitos, vitaminas del complejo B y dextrosa. Eficaz en animales débiles, deshidratados, como adyuvante en casos de diarreas, vómito, pérdida de electrolitos y proteína.

Está recomendado para todas las especies de animales, para todos los casos de estrés producidos por: enfermedades, intoxicaciones, animales convalecientes, movimiento de animales, pre y post vacunación, cambios bruscos de temperatura, deshidratación, después de tratamientos terapéuticos por enfermedades infecciosas. Como mejorador de los índices de conversión alimenticia.

- Dosis y modo de empleo: La vía de administración es oral especies/dosis bovinos y equinos adultos: 2-10 ml por kg de peso corporal (500 ml por 2 días) terneros y potros 250 ml por 3 días ovinos y porcinos: 100 ml por 3 días caninos: 50-200 ml por 3 días aves: 1 ml de producto por litro de agua durante 3-5 días.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

A. LOCALIZACIÓN Y DURACIÓN DEL EXPERIMENTO.

El trabajo experimental se desarrolló en los predios de la Unidad Académica de Investigación y Producción Avícola, ubicada en la Escuela Superior Politécnica de

Chimborazo, facultad de Ciencias Pecuarias, Escuela de Zootecnia, Ubicada en la Panamericana Sur km 1 ½, Cantón Riobamba, Provincia de Chimborazo. La investigación tuvo una duración de 120 días.

1. Condiciones Meteorológicas.

Las condiciones meteorológicas del sitio donde se desarrolló la investigación se detallan en el cuadro 2.

Cuadro 2. CONDICIONES METEOROLÓGICAS DE LOS PREDIOS DE LA UNIDAD ACADÉMICA DE INVESTIGACIÓN Y PRODUCCIÓN AVÍCOLA.

Parámetro	Promedio
Temperatura promedio anual:	11-14 °C
Humedad relativa:	60,4 %
Precipitación promedio:	500-1000 mm
Heliofania:	12,35 h/luz

Fuente: Estación de Meteorología de Recursos Naturales. ESPOCH. (2012).

B. UNIDADES EXPERIMENTALES

Para esta investigación, el Tamaño de la Unidad Experimental fue de 2 grupos con un total de 33 animales; 18 gallinas y 15 gallos aptos para la reproducción.

C. MATERIALES, EQUIPOS E INSUMOS

1. Materiales

a. Materiales de campo

- Corrales
- Aves reproductoras

- Alimento
- Comederos
- Bebederos
- Tarrinas
- Registro de manejo y producción
- Botas, overol
- pala y escoba

b. Materiales para colecta

- Guantes quirúrgicos
- Tijeras
- Papel higiénico
- caballete
- Ependort de 1 ml
- Termómetro
- Caja para transportar
- Mandil

c. Materiales para la inseminación

- Jeringuillas de insulina
- Jeringuillas de 5 ml
- envase de 3 ml cerrado

d. Materiales de laboratorio (Calidad del semen)

- Colorantes eosina - nigrosina
- Diluyente
- Placas porta objetos
- Placas cubre objetos
- Cajas petri

- Placas de Neubauer
- Vasos de precipitación
- Balón volumétrico 100ml
- pipeta de 5 ml desechables
- Papel absorbente

2. Equipos

- Incubadora
- Balanza manual
- Balanza analítica
- Microscopio
- Ependort 100 μ l
- Lupa

3. Bioestimulantes

- Solvit polvo
- Trolvit aminoácidos

D. TRATAMIENTOS Y DISEÑO EXPERIMENTAL

En la presente investigación se evaluó el efecto de la utilización de bioestimulantes en la producción de semen de gallos e inseminación artificial en gallinas criollas, por lo que los tratamientos fueron: testigo (T0) animales sin administración de ningún producto bioestimulante; tratamiento uno (T1) se empleó solvit polvo y por último el tratamiento dos (T2) se administró trolvit aminoácidos. Es decir, esta investigación se compuso de 3 tratamientos experimentales con 5 repeticiones en la producción de semen de gallos y 3 tratamientos con 6 repeticiones para la inseminación en gallinas. Las unidades experimentales fueron distribuidas bajo un diseño completamente al azar y para su análisis se ajustó al siguiente modelo lineal aditivo:

$$Y_{ijk} = \mu + T_i + \varepsilon_{ij}$$

Dónde:

Y_{ijk} : Valor de la variable en determinación.

μ : Media general.

T_i : Efecto del bioestimulante.

ε_{ij} : Efecto del error experimental.

1. Esquema del Experimento

El esquema del experimento se planteó de tanto para la recolección de semen así como para la inseminación artificial en gallinas, como se indica en el cuadro 3 y 4 respectivamente.

Cuadro 3. ESQUEMA DEL EXPERIMENTO PARA RECOLECCIÓN DE SEMEN.

Tratamiento	Código	TUE	N. Repeticiones	Animal/Trat.
Animales sin aplicación de producto Bioestimulante	T0	1	5	5
Solvit polvo	T1	1	5	5
Trolvit aminoácidos	T2	1	5	5
TOTAL				15

Cuadro 4. ESQUEMA DEL EXPERIMENTO PARA INSEMINACIÓN DE GALLINAS.

Tratamiento	Código	TUE	N. Repeticiones	Animal/Trat.
Animales sin aplicación	T0	1	6	6

Bioestimulante y semen T0				
Solvit polvo y semen T1	T1	1	6	6
Trolvit aminoácidos y semen T2	T2	1	6	6
TOTAL				18

E. MEDICIONES EXPERIMENTALES.

1. Volumen, ml
2. Concentración, $\times 10^9$
3. Calidad del semen
 - Motilidad, %
 - Vivos, %
 - Muertos, %
4. Índice de incubabilidad
 - Número de huevos
 - Huevos fértiles, %
 - Huevos infértiles, %
 - Huevo fértil sin desarrollo, %
 - Incubabilidad, %

F. ANÁLISIS ESTADÍSTICOS Y PRUEBAS DE SIGNIFICANCIA.

En la presente investigación los datos de campo obtenidos en cada uno de los tratamientos fueron procesados en el sistema estadístico SPSS versión 18 (2008), e INFOSTAT (2013), para la estadística inferencial, mientras que para el análisis descriptivo correlación y regresión, se utilizó SPSS versión 18 (2008) y Excel (2010) respectivamente, sometiéndose a los siguientes análisis estadísticos.

- ADEVA (Análisis de varianza).
- Análisis de correlación y regresión.

- Separación de medias a través de la prueba de Duncan a un nivel de significancia de $p < 0,05$ y $p < 0,01$.

1. Esquema del ADEVA

El esquema de análisis de varianza que se utilizó para el desarrollo de la presente investigación en la recolección de semen así como para la inseminación en gallinas se detalla a continuación en el cuadro 5 y 6 respectivamente.

Cuadro 5. ANÁLISIS DE LA VARIANZA (ADEVA) PARA LA COLECCIÓN DE SEMEN EN GALLOS.

FUENTE DE VARIACIÓN	GRADOS DE LIBERTAD
Total	15
Tratamientos	3
Error	12

Cuadro 6. ANÁLISIS DE LA VARIANZA (ADEVA) PARA INSEMINACIÓN EN GALLINAS.

FUENTE DE VARIACIÓN	GRADOS DE LIBERTAD
Total	18
Tratamientos	3
Error	15

G. PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL

Para determinar el efecto del uso de Bioestimulantes en la producción de semen de gallos e inseminación artificial en gallinas criollas, se ejecutó el siguiente proceso:

1. Producción de semen de gallos

- Previo a un sorteo, se ubicó los gallos de forma individual en sus respectivas jaulas de acuerdo a sus tratamientos. Instalándose además comederos y bebederos para cada uno.
- Se administró bioestimulantes cada 15 días por un tiempo de 5 días: 25 g de Solvit polvo por cada 50 kg en alimento para el T1 y 1 ml/lit de agua de Trolvit aminoácidos para el T2.
- Se procedió a adiestrar los gallos donantes para la colección de semen mediante la técnica de masaje dorso abdominal por 45 días y 5 minutos por día. Para tal efecto, se construyó un caballete que tuvo una altura de 1,20 m aproximadamente. El procedimiento fue: sacar el animal de su jaula y tomándole con la mano derecha por las extremidades se inmovilizó y se recostó sobre el caballete, seguidamente con la mano izquierda y con el uso de la yema de los dedos se procedió a dar masajes dorso abdominales a lo largo del lomo terminando con los dedos pulgar y medio en la cloaca como si fuera a exprimir.
- Estando entrenados los gallos, se procedió a preparar una fórmula de diluyente para transportar y conservar el semen y proceder con la evaluación de la calidad seminal. Para elaborar el diluyente los reactivos utilizados fueron: 1,691 g de Glutamato de sodio, 0,79 g de fructosa, 0,0857 g de acetato de magnesio y 0,50 g de acetato de potasio. Estas cantidades fueron pesadas en una balanza analítica y posteriormente mezcladas en 100 ml de agua bidestilada en un balón volumétrico. Listo el diluyente, se mantuvo en refrigeración a 4 °C mientras se usaba de apoco.
- Teniendo listo el diluyente se procedió a realizar la colección del semen en el corral. Para el efecto, se requirió la ayuda de otro técnico, se sacó el gallo de

la jaula y se procedió de la misma forma de entrenamiento mientras que la otra persona espera atento el eyaculado. Ya colectadas el semen en ependort conteniendo diluyente, se colocó en una caja con temperatura previamente regulada a 15 °C y se trasladó al laboratorio para su evaluación respectiva.

- En el laboratorio, el semen colectado se evaluó uno por uno por cada uno de los gallos, por cada tratamiento, es decir se evaluó 15 colecciones seminales. Para evaluar la motilidad, con la ayuda de una pipeta, se tomó una gota de semen, posteriormente se colocó la muestra en un porta objetos y se observó al microscopio (400x). Para evaluar espermatozoides vivos, muertos se tiñó con eosina – nigrosina, colocando primero una gota de semen y sobre ella la tinción se hizo un frotis y se observó al microscopio. Al evaluar el color y olor, se procedió simplemente a determinar por observación y olfateo directo.

Para el recuento de espermatozoides, se utilizó cámaras de Neubauer en el que se contó un cuadro dentro de los cuadros grandes y mediante la fórmula siguiente se determinó la concentración espermática.

$$\text{Concentración de spz} = \frac{\text{Número de células} \times 10000}{\text{Número de cuadros} \times \text{Dilución}}$$

Siendo la dilución: 1:10 = 0,1 y 1:100 = 0,01

2. Inseminación artificial de gallinas criollas

- Previo sorteo se ubicó las aves en sus respectivos corrales de acuerdo a los tratamientos.
- Se administró bioestimulantes cada 15 días por un tiempo de 5 días: 25 g de Solvit polvo por cada 50 kg en alimento para el T1 y 1 ml/lit de agua de Trolvit aminoácidos para el T2.

- Adiestramiento de gallinas. El adiestramiento de la gallina consistió en simular la atrapada del animal con la palma de la mano, a esta acción el animal se acostumbró a tomar posición de soporte para monta natural de un gallo y de hecho el animal al encontrarse en posición de monta se presionó en el lomo suavemente para que durante la inseminación esté preparada.
- Inseminación. Para el proceso de inseminación en gallinas, se utilizó jeringas de insulina con el que se tomó un promedio de 0,93 ml de semen en diluyente y se procedió a inseminar muy rápido aprovechando la receptividad que dispone el animal en el momento de adoptar la posición inclinada para monta, en alguno de los casos se tomó a la gallina y con la ayuda otro técnico se procedió a inseminar nuevamente. Una vez la jeringa lista, se procedió a introducir la misma hacia adentro a una profundidad de 5mm y en dirección a la parte izquierda de la cloaca, una vez adentro, la jeringa se inclinó a unos 45° y se depositó el semen.
- Numero de huevos. Para determinar el número de huevos, se tomó en cuenta lo registrado durante los últimos 24 días, tiempo que coincidió con el proceso de extracción seminal e inseminación. En total se recolectaron 270 huevos por los tres tratamientos, de los cuales 95 fue del tratamiento Testigo (T0); 92 huevos del tratamiento con Solvit Polvo (T1) y 83 huevos correspondientes al tratamiento con Trolvit aminoácidos (T2). Y por simple conteo en el tiempo, estaba los resultados.
- Se determinó el índice de incubabilidad. Para determinar la fertilidad así como la incubabilidad se recolectó huevos después de los tres primeros días de haber inseminado hasta cuando se terminó el tiempo de inseminación, de aquí, se seleccionaron los huevos más frescos teniendo finalmente 30 por tratamiento. En el momento de seleccionar los huevos se utilizó un ovoscopio manual en el que se observó que los huevos estuvieran completamente sanos y que sean puntones, seguido se colocó sobre una plancha de espuma flex y previamente acomodado se colocó en la incubadora; con temperatura regulada a 37,5 °C y una humedad de 60% aproximadamente los huevos

fueron removidos durante unos cinco minutos cada dos horas por día. Al término de los primeros siete días se sacó los huevos de la incubadora y se procedió a verificar con la ayuda de una lupa, observar cada uno de los huevos en desarrollo embrionario.

H. METODOLOGÍA DE EVALUACIÓN.

1. Para realizar la evaluación seminal, el análisis se procedió de la siguiente manera:

a. Volumen de eyaculado (ml)

Para determinar el volumen del eyaculado, se utilizó epéndort milimetrados a 1ml.

- Se pesó el epéndort vacío.
- Se pesó el epéndort + diluyente.
- Se pesó el epéndort + diluyente + eyaculado.

Y por diferencias de pesos y la conversión de medidas de peso a volumen, se obtuvo el volumen del eyaculado.

b. Concentración espermática

La concentración espermática se determinó por microscopía óptica, con una cámara de Neubauer y haciendo la relación con el volumen. Para lo cual utilizamos, la muestra de semen debidamente diluida a una relación de 1:10 (10 µl de semen y 90 µl de gluteraldehido) y con la ayuda de un ependort de 100 µl se colocó en la cámara 10 µl de semen diluido y se contó los espermatozoides en uno de los recuadros grandes y al final el total del número de espermatozoides contados se sustituyó en la formula siguiente:

$$\text{Concentracion de spz} = \frac{\text{Espermatozoides contados} \times 10000}{\text{Número de cuadros} \times \text{Factor de dilucion}}$$

c. Espermatozoides por eyaculado

Para evaluar el número de espermatozoides por eyaculado se hizo una relación de la cantidad de espermatozoides calculados en la concentración con el volumen total obtenido en la extracción de semen.

d. Motilidad masal espermática (%)

La evaluación de la motilidad espermática se realizó observando al microscopio a un aumento de 400x, y por determinación subjetiva se calificó de 0 a 5. Su relación entonces fue:

$$\text{Motilidad espermatica (\%)} = \frac{\text{Número de espermatozoides inmóviles}}{\text{Número de espermatozoides móviles}} \times 100$$

e. Espermatozoides vivos (%)

Para observar espermatozoides vivos se colocó una gota de semen en un porta objetos y debidamente tinturado con eosina – nigrosina se procedió a realizar un frotis en otro porta objetos y se observó al microscopio a un aumento de 400x y por determinación subjetiva se calculó mediante la siguiente relación:

$$\text{Espermatozoides vivos (\%)} = \frac{\text{Número de espermatozoides muertos}}{\text{Número de espermatozoides vivos}} \times 100$$

f. Espermatozoides muertos (%)

Para observar espermatozoides muertos se colocó una gota de semen en un porta objetos y debidamente tinturado con eosina – nigrosina se procedió a realizar un frotis en otro porta objetos y se observó al microscopio a un aumento de 400x y por determinación subjetiva se calculó mediante la siguiente relación:

$$\text{Espermatozoides muertos (\%)} = \frac{\text{Número de espermatozoides muertos}}{\text{Número de espermatozoides muertos}} \times 100$$

2. Para evaluar del índice de incubabilidad se procedió de la siguiente manera:

a. Número de huevos

Para evaluar el número de huevos o el porcentaje de postura en las gallinas para cada tratamiento, se empleó la siguiente propuesta matemática:

$$\text{Postura(\%)} = \frac{\text{Número de huevos}}{\text{Número de gallinas}} \times 100$$

b. Porcentaje de fertilidad

La fertilidad hace referencia al número de huevos embrionados en relación al número total de huevos colocados en la incubadora. Para determinar esta variable, se introdujo 30 huevos por cada tratamiento, y en los primeros siete días de incubación se procedió a romper la cáscara, y observar la aptitud de unión del espermatozoide y el ovulo que tuvo en términos de fertilidad y desarrollo embrionario en cada tratamiento. Se empleó el siguiente propuesto matemático:

$$\text{Fertilidad(\%)} = \frac{\text{Número de huevos fertiles}}{\text{Número de huevos introducidos en la incubadora}} \times 100$$

c. Porcentaje de incubabilidad

La incubabilidad de los huevos para cada tratamiento se determinó en los primeros siete días de proceso de incubación. A este tiempo el embrión presentó pico, movimientos voluntarios y el inicio de crecimiento de la cresta, por tal razón se determinó viables para eclosionar, produciendo un pollo viable. Para su evaluación, se utilizó el siguiente enunciado matemático.

$$\text{Incubabilidad (\%)} = \frac{\text{Número de pollos por nacer}}{\text{Número de huevos fértiles}} \times 100$$

3. Beneficio/costo

Para determinar el análisis económico se realizó considerando los gastos realizados (egresos) y los ingresos totales que corresponden a la venta de huevos. Para el beneficio costo se evaluó con el uso del siguiente enunciado matemático:

$$B/C = \frac{\text{Ingresos totales (Dólares)}}{\text{Egresos totales (Dólares)}} \times 100$$

IV. RESULTADOS Y DISCUSION

A. RESPUESTA ANIMAL AL ENTRENAMIENTO PARA EXTRACCION DE SEMEN

En el cuadro 7, se observa los resultados de la respuesta de los gallos sometidos al entrenamiento para la extracción de semen con la técnica del masaje dorso abdominal aplicado por Duchi, N., Almela, L., Peinado, B. y Poto, A. (2010); Burrows, W. y Quinn, P. (1937); Donoghue, M. y Wishart, J. (2000), Durante el experimento se realizaron 45 intentos de recolección para cada tratamiento, es decir 9 intentos por gallo. En total en los tres tratamientos se dieron 135 intentos, de los cuales 117 fueron efectivos que supone el 86,67% de efectividad del método.

Los eyaculados efectivos por tratamiento, presentan el 80% para el testigo (T0); 84,4% para el tratamiento con Solvit polvo (T1) y el 95,6% para el tratamiento con Trolvit aminoácidos (T2). El total de intentos de colección individuales (9 intentos/gallo) sometidos a estadísticas, no registró diferencias ($p < 0,01$), presentando así promedios de 7,80; 7,60; 8,80 \pm 0,40 para el T0; T1 y T2 respectivamente. Para el tiempo de colección en segundos tampoco registró diferencias estadísticas ($p < 0,01$), presentando promedios de 5,20; 4,80 y 3,40 \pm 0,40 para el T0; T1 y T2 respectivamente.

Esta respuesta de los gallos en el entrenamiento y extracción de semen se vieron afectados por el contenido nutricional de los productos bioestimulantes en los tratamientos T1 y T2 frente al testigo (T0). Para el tratamiento T1 se utilizó Solvit polvo, mismo que es una combinación de vitaminas A, D₃, E y C. utilizado para estimular la vitalidad, reproducción, crecimiento y resistencia a las enfermedades y se usó en dosis de 50 g en 25 kilos de alimento durante 5 días. Mientras que para el tratamiento T2 fue Trolvit aminoácidos. Solución oral, multivitamínico que contiene aminoácidos y electrolitos, utilizado como fuente principal de energía (dextrosa, aminoácidos) y, electrolitos para garantizar un equilibrio iónico exacto,

Cuadro 7. RESPUESTA Y COMPORTAMIENTO SEXUAL DE GALLOS AL MÉTODO DE EXTRACCIÓN DE SEMEN.

VARIABLES	BIOESTIMULANTES			EE	Prob.
	TESTIGO	SOLVIT POLVO	TROLVIT		
Total de intentos	45	45	45		
Eyaculados efectivos, total	36	38	43		
Eyaculados efectivos, %	80	84,4	95,6		
Eyaculados efectivos, promedio	7,80 a	7,60 a	8,60 a	0,40	0,72
Tiempo de colección, (seg)	5,20 a	4,80 a	3,40 a	0,40	0,37

EE: Error estándar.

Prob: Probabilidad.

para devolver el equilibrio hidroelectrolítico en deshidrataciones celulares leves o severas. Se utiliza también como fuente principal de aminoácidos esenciales y no esenciales, como metabólicos para sintetizar en los procesos de nutrición y finalmente las vitaminas del complejo B como sustancias orgánicas necesarias para el mantenimiento de las funciones corporales y metabolismo intermedio, crecimiento, salud, rendimiento y la absorción de micronutrientes. Se usó 1 ml del producto por litro de agua durante 5 días que es la recomendación para aves, repetidos en intervalos de 15 días.

B. EVALUACION DE LA UTILIZACION DE BIOESTIMULANTES EN LA PRODUCCIÓN DE SEMEN DE GALLOS.

En el cuadro 8, se reportan los resultados obtenidos en el estudio de las variables con respecto a la evaluación seminal de gallos para cada uno de los tratamientos ante la utilización de bioestimulantes solvit polvo y trolvit aminoácidos frente al testigo.

1. Volumen del Eyaculado

La evaluación seminal con respecto al volumen del eyaculado, no presentó diferencias estadísticas ($p \geq 0,05$), sino más que numéricas, reportándose promedios de $0,32 \pm 0,03$; $0,24 \pm 0,03$; y $0,37 \pm 0,03$ ml de eyaculado para el tratamiento testigo (T0), solvit Polvo (T1) y trolvit aminoácidos (T2) respectivamente. Como se observa en el gráfico 1.

Duchi, N., Almela, L., Peinado, B. y Poto, A. (2010), en su estudio de criopreservación de semen de gallo como una alternativa para la recuperación y conservación de la gallina de raza murciana, obtenidos los eyaculados e inmediatamente sometidos a análisis con respecto a volumen, en 6 gallos de raza murciana de 1,5 a 2,0 años de edad como donantes de semen, previo entrenamiento mediante masaje dorso abdominal obtuvieron $0,55 \pm 0,07$ ml.

Cuadro 8. RESPUESTA A LA EVALUACIÓN DE LA UTILIZACIÓN DE BIOESTIMULANTES EN LA PRODUCCIÓN DE SEMEN DE GALLOS.

VARIABLES	BIOESTIMULANTES			EE	Prob.
	TESTIGO	SOLVIT POLVO	TROLVIT AMINOACIDOS		
Volumen del Eyaculado, ml	0,32 a	0,24 a	0,37 a	0,03	0,40
Concentración Espermática, $\times 10^9$	$1,12 \times 10^{10}$ a	$9,75 \times 10^9$ a	$1,39 \times 10^{10}$ a	$6,74 \times 10^8$	0,17
Concentración/ ML de semen, $\times 10^9$	$8,59 \times 10^9$ a	$7,96 \times 10^9$ a	$1,03 \times 10^{10}$ a	$3,53 \times 10^8$	0,13
SPZ por Eyaculado, $\times 10^9$	2,78E9 a	$2,21 \times 10^9$ a	$3,91 \times 10^9$ a	$3,54 \times 10^8$	0,34
Motilidad, %	4,47 ab	4,15 b	4,73 a	0,07	0,05
SPZ Vivos, %	92,41 ab	88,37 b	94,39 a	0,82	0,10
SPZ Muertos, %	7,58 ab	9,69 a	5,60 b	0,45	0,04

EE: Error estándar.

Prob: Probabilidad.

SPZ: Espermatozoides.

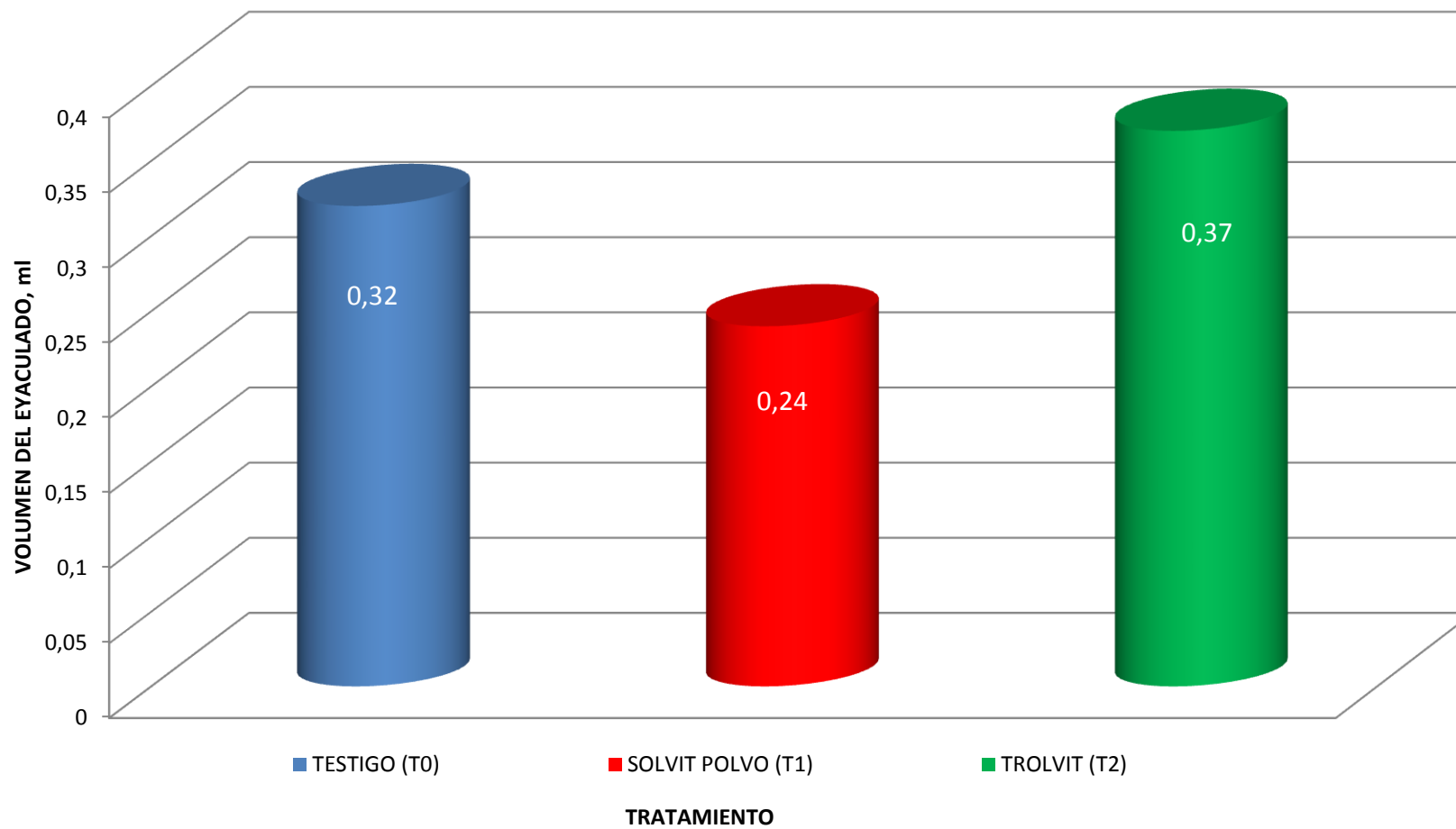


Grafico 1. Volumen promedio del eyaculado obtenido para cada uno de los tratamientos

López, F. (2007), los resultados que reportan en la evaluación seminal, muestran diferencias significativas ($p < 0,05$) en volumen del eyaculado (ml), $0,63 \pm 0,19$ entre gallos jóvenes y $0,37 \pm 0,17$ en gallos viejos.

Para esta variable al someter los datos a análisis de regresión se observó que existe estrecha relación significativa ($p < 0,01$) con la cantidad de concentración espermática, obteniéndose un modelo de regresión lineal con el 74 % de coeficiente determinado, identificándose que conforme se incrementa la cantidad de Espermatozoides se incrementa también el volumen del eyaculado, observándose además un coeficiente de correlación de 0,860 como se indica en el gráfico 2.

2. Concentración Espermática

La concentración de espermatozoides en la evaluación seminal no presentó diferencias estadísticas ($p \geq 0,05$), registrándose medias de $1,12 \times 10^{10} \pm 6,74 \times 10^8$ espermatozoides para el testigo (T0); $9,75 \times 10^9 \pm 6,74 \times 10^8$ para solvit polvo (T2) y $1,39 \times 10^{10} \pm 6,74 \times 10^8$ para trolvit aminoácidos (T3). Como se observa, gráfico 3.

López, F. (2007), indica que los resultados obtenidos en la evaluación seminal muestran diferencias significativas ($p < 0,05$) registrándose una media de $4,389 \times 10^6$ para gallos jóvenes y la evaluación para gallos viejos, registró una media de $4,082 \times 10^6$ de espermatozoides.

Haciendo análisis de regresión, la concentración espermática presentó relación de dependencia significativamente al ($p < 0,01$) con el volumen del eyaculado, obteniéndose un modelo de regresión lineal con el 74,0% de coeficiente determinado, observándose que por cada ml de volumen de eyaculado se incrementa también la cantidad de espermatozoides, además un coeficiente de correlación de 0,860, como se indica en el gráfico 4.

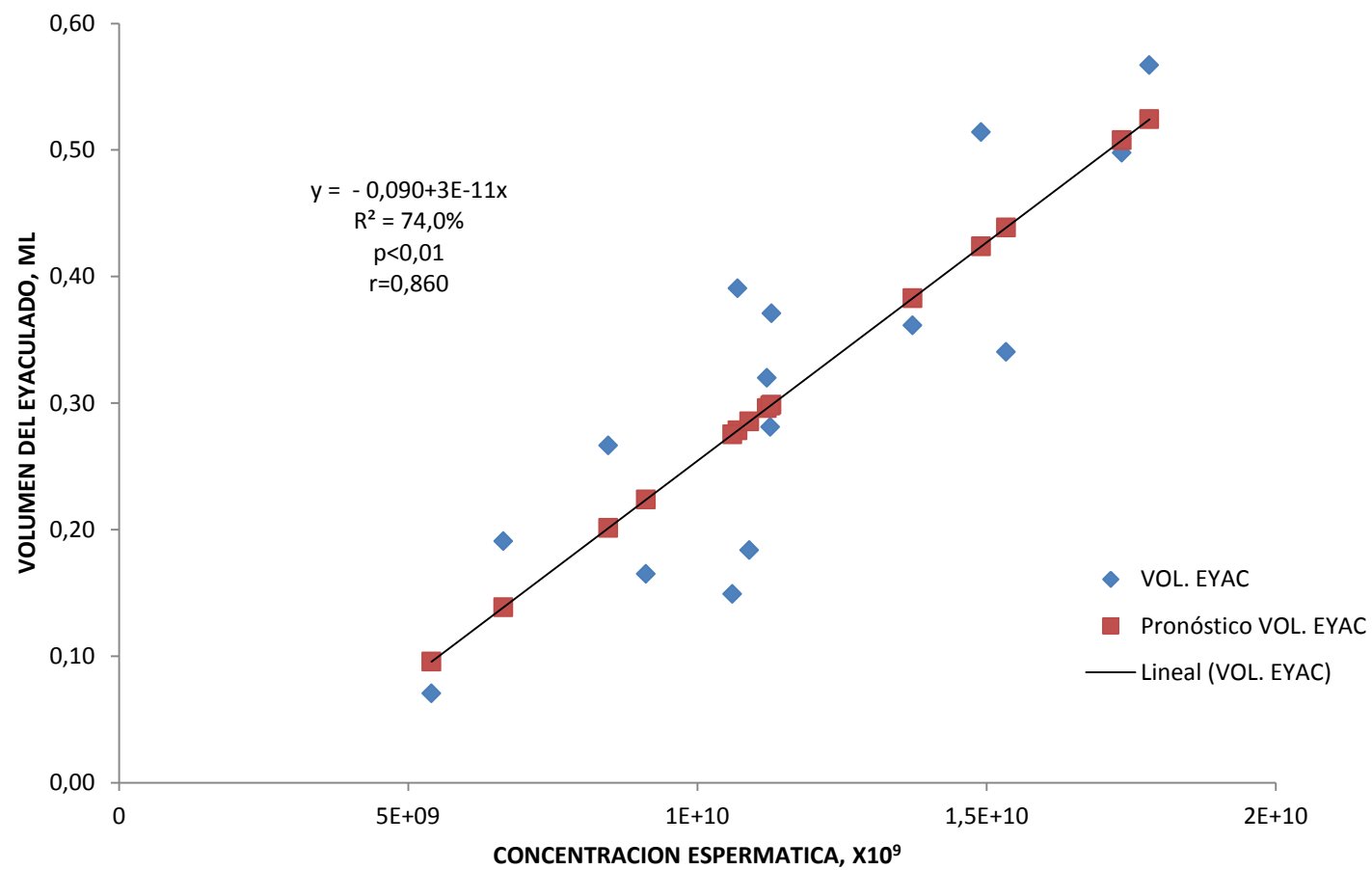


Grafico 2. Tendencia de la regresión para el volumen del eyaculado asociada a la cantidad de SPZ/Eyaculado.

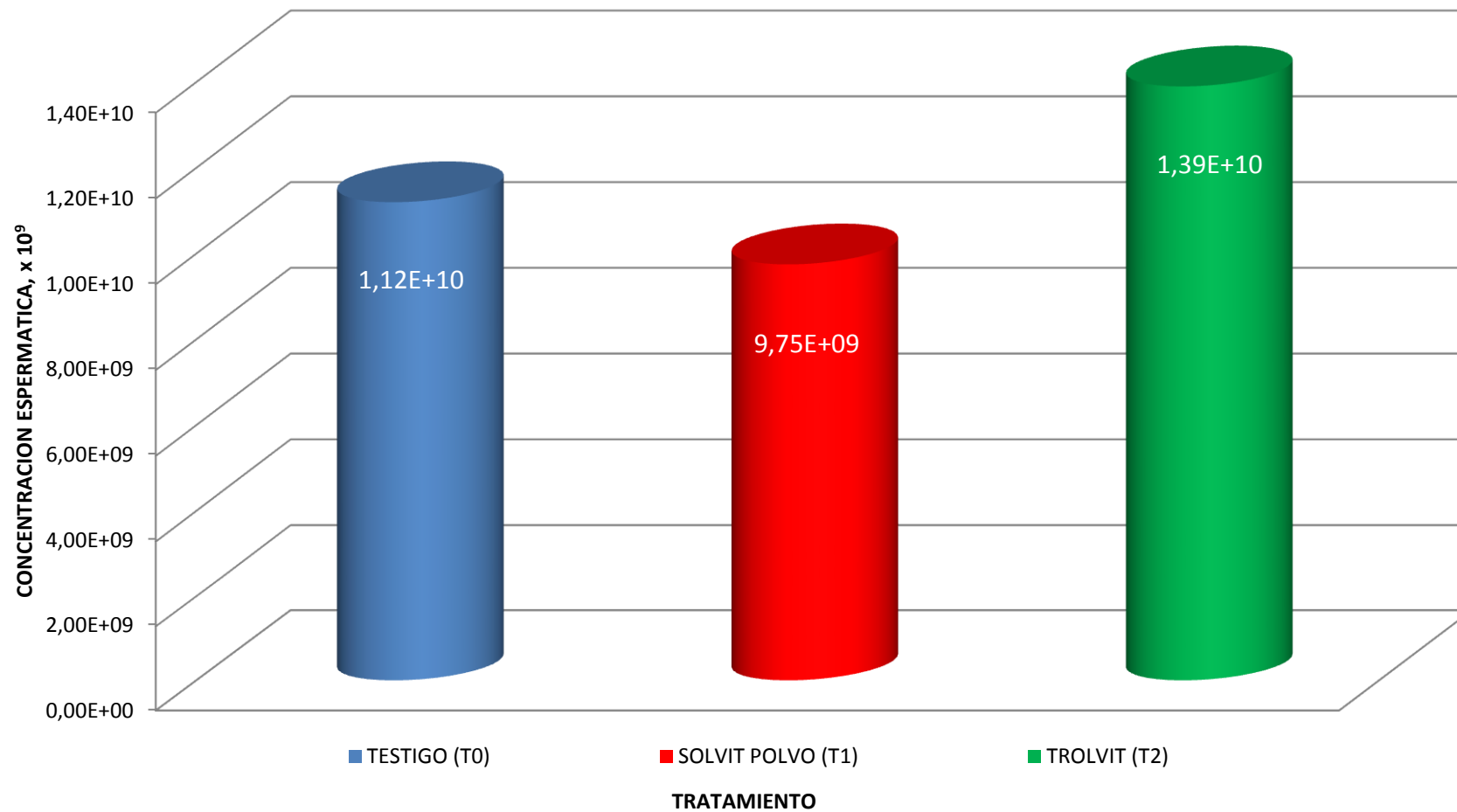


Grafico 3. Concentración espermática para cada uno de los tratamientos.

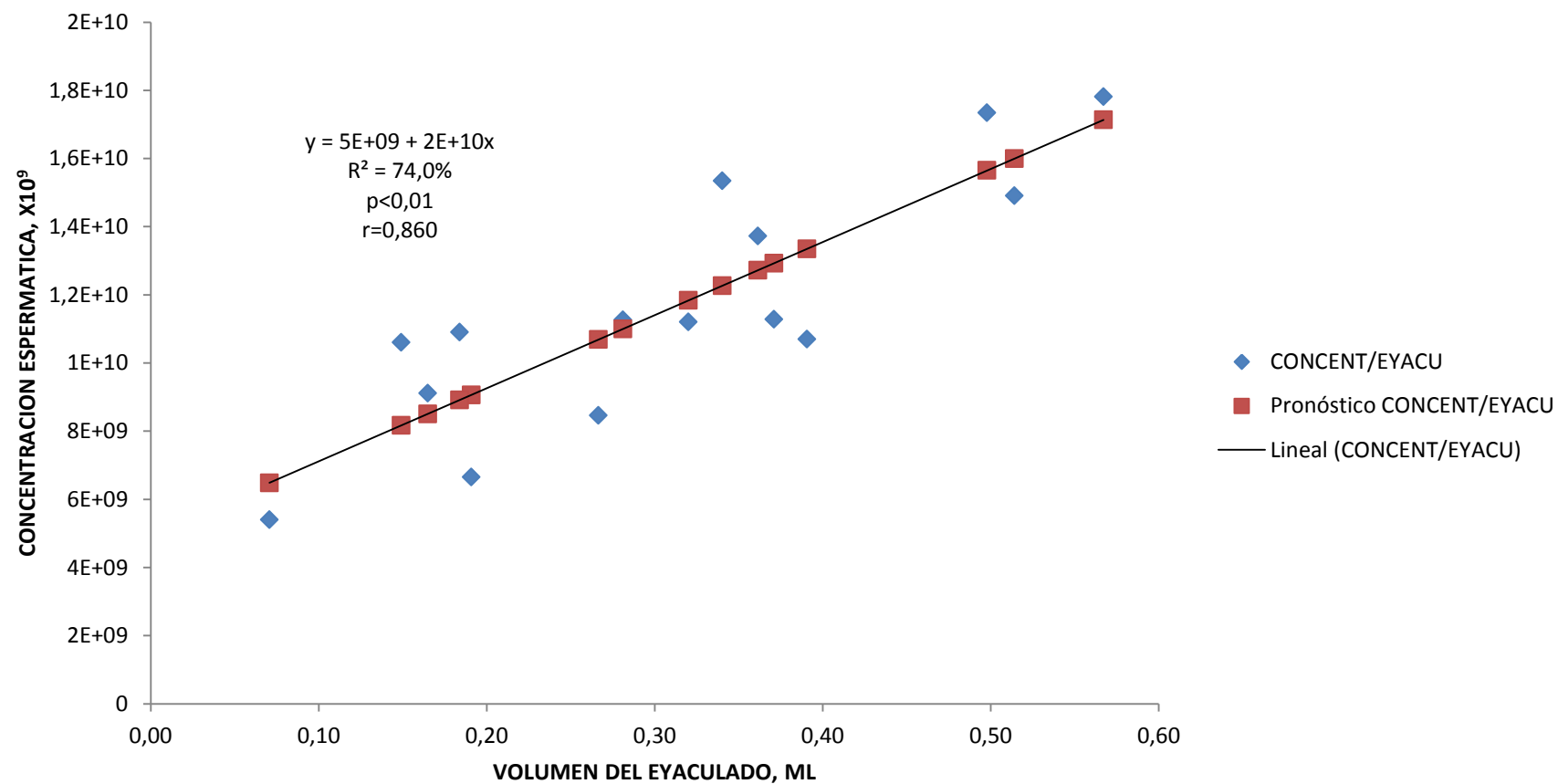


Grafico 4. Tendencia de la regresión para la concentración espermática asociada al volumen del eyaculado.

3. Concentración/ml

Para la concentración espermática por ml no registro diferencias estadísticas ($p>0,05$), pudiéndose notar medias de $8,59 \times 10^{10} \pm 3,53 \times 10^8$ de espermatozoides para el testigo (T0); $7,96 \times 10^9 \pm 3,53 \times 10^8$ para el tratamiento con solvit polvo (T2) y finalmente $1,03 \times 10^{10} \pm 3,53 \times 10^8$ para el tratamiento con trolvit aminoácidos (T3). Como se observa en el gráfico 5.

Duchi, N., Almela, L., Peinado, B. y Poto, A. (2010), reportaron para los eyaculados obtenidos y sometidos a análisis con respecto a la concentración por ml, una media de $4,55 \times 10^9 \pm 0,28$ spz/ml (Cámara de Makler). Hernández, P., Fernández, R. y Rodríguez, S. (2005), en el estudio obtención y congelación de semen de gallo doméstico usando un diluyente con glutamato de sodio reportaron una media de 10^6 /ml $1098,20 \pm 825,08$.

Segura, J. (2010), en su estudio sobre las características seminales de gallos criollos reportó una media de $1,8 \times 10^{10} \pm 0,96$ con una probabilidad ($p<0,05$), siendo este último el más parecido a nuestros resultados.

Y por análisis de regresión la concentración por ml de eyaculado registró dependencia significativa al ($p<0,01$) con el volumen del eyaculado, obteniéndose un modelo de regresión lineal con el 47,72%, determinándose que cuando el volumen de eyaculado se incrementa, la concentración de espermatozoides/ml también se incrementa, observándose además un coeficiente de correlación de 0,691, como se indica en el gráfico 6.

4. Espermatozoides por Eyaculado

Para esta variable, los datos no registraron diferencias ($p>0,05$), reportándose medias de $2,78 \times 10^9 \pm 3,54 \times 10^8$ para el testigo (T0); $2,21 \times 10^9 \pm 3,54 \times 10^8$ para el tratamiento con solvit polvo (T2) y $3,91 \times 10^9 \pm 3,54 \times 10^8$ para el tratamiento con trolvit aminoácidos (T3). Como se observa en el gráfico 7.

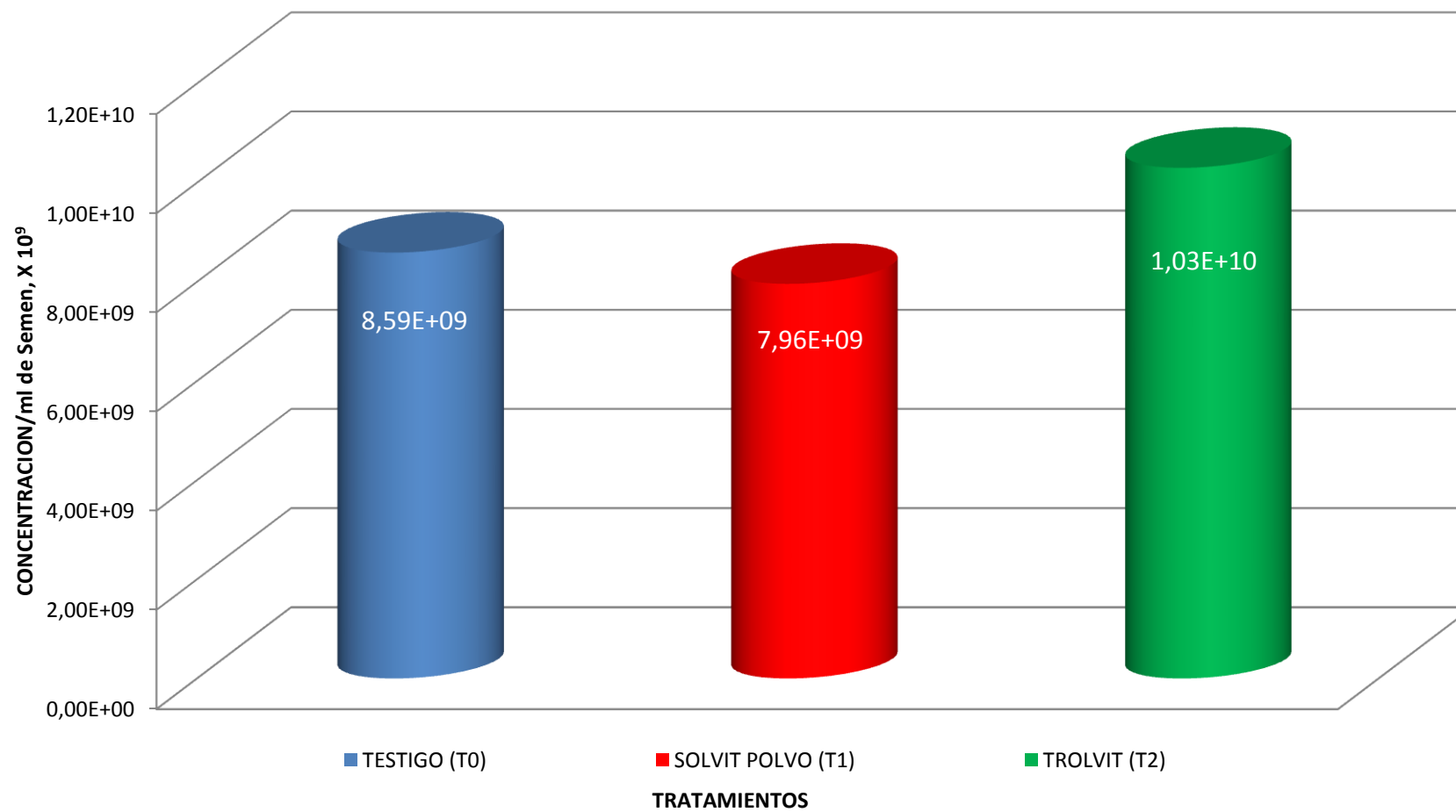


Grafico 5. Concentración espermática/ml para cada uno de los tratamientos.

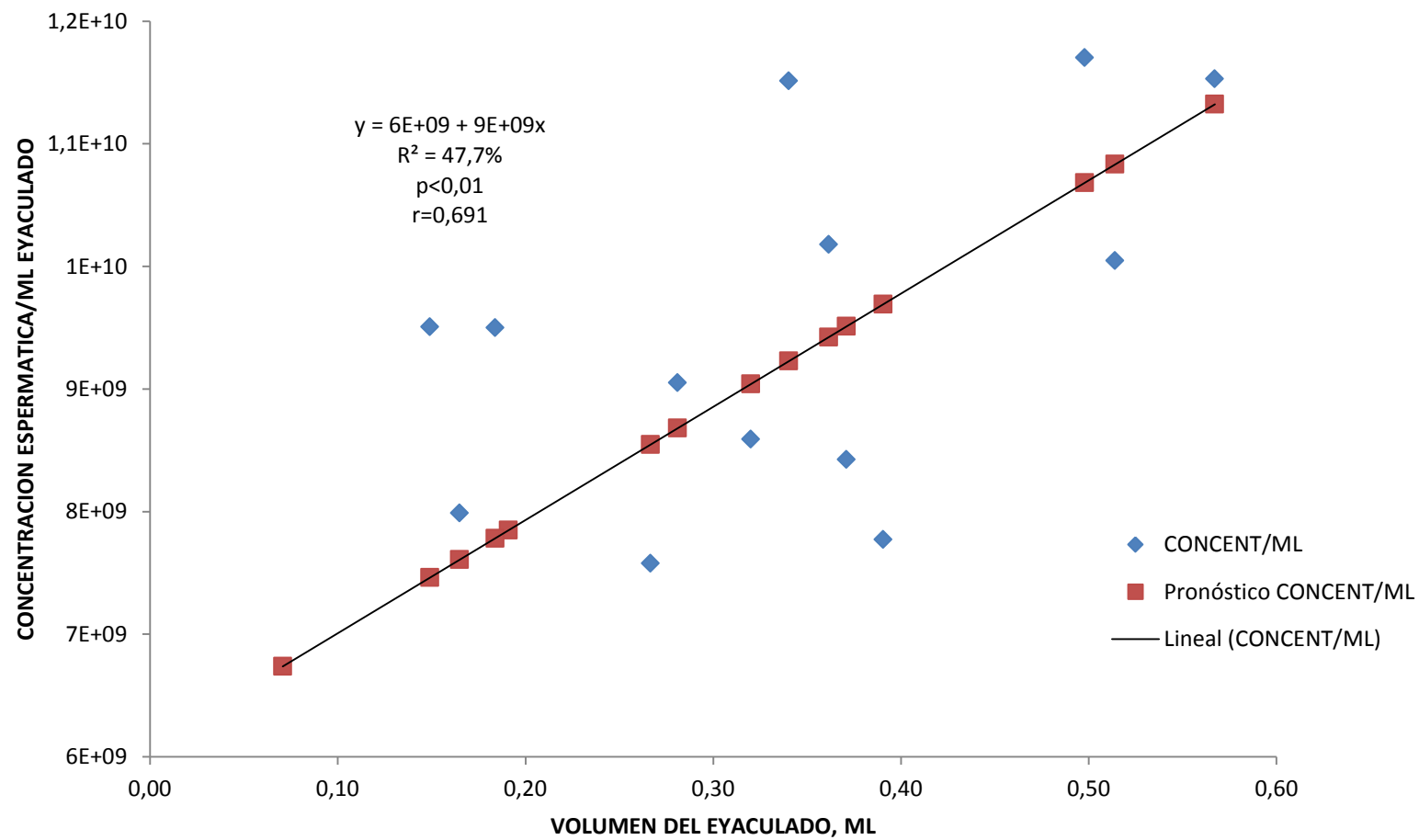


Grafico 6. Tendencia de la regresión para la concentración espermática/ml asociada al volumen del eyaculado.

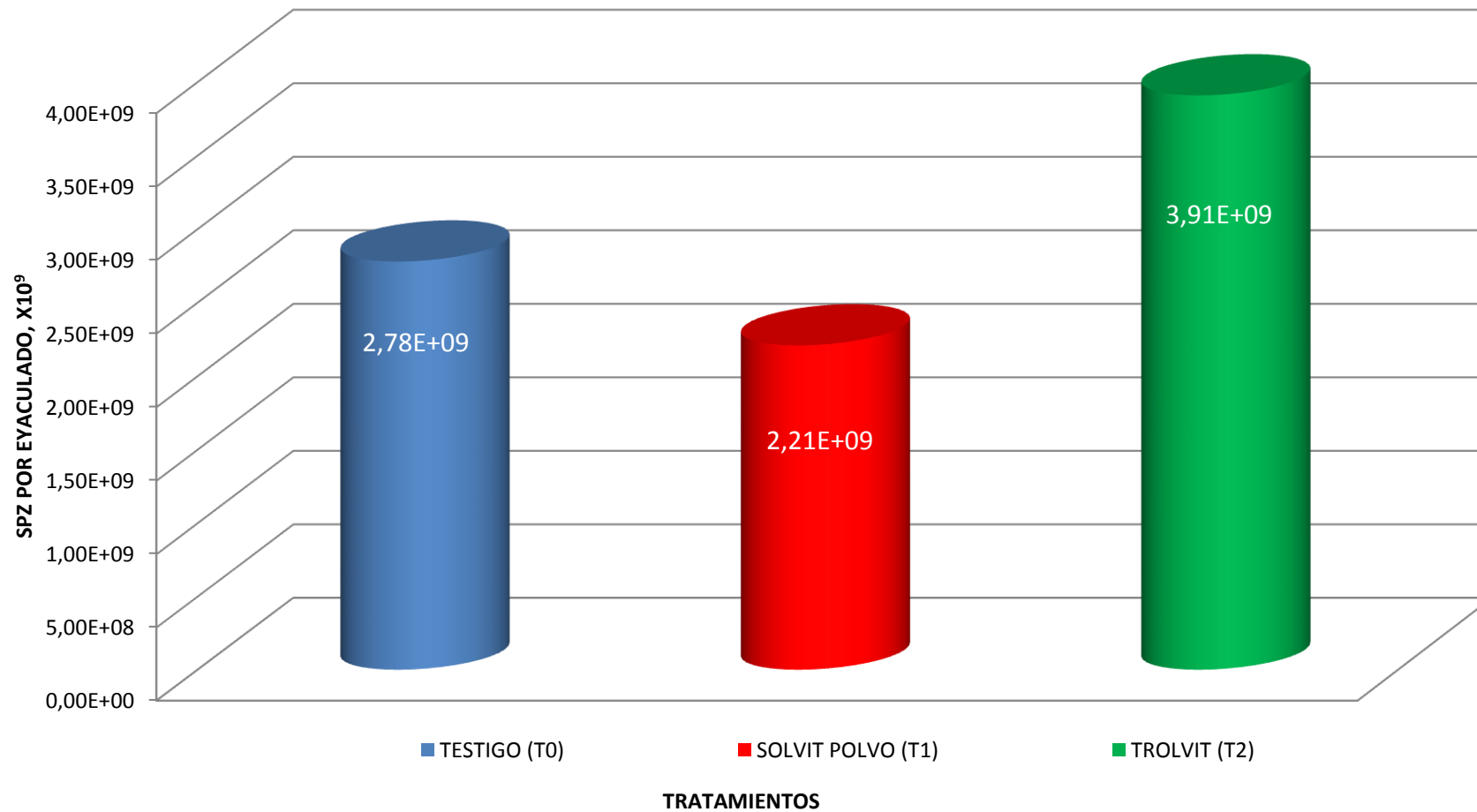


Grafico 7. Concentración de espermatozoides por eyaculado con respecto a cada tratamiento.

Garner, L. (2002), donde explica a cerca de las características del semen de diferentes especies de animales, para el gallo reporta una media entre $06-3.5 \times 10^9$ de espermatozoides/eyaculado, mientras que Segura, J. y Aguayo, A. (2010), registraron una diferencia significativa al ($p < 0,05$) reportándose una media de $0,74 \pm 0,72$ de espermatozoides por eyaculado ($\times 10^9$).

Los datos al ser sometidos a regresión, la variable espermatozoides por eyaculado, registraron una clara dependencia con respecto al volumen del eyaculado. Esta relación es altamente significativa ($p < 0,01$), obteniéndose así un modelo de regresión lineal con el 92,3%, determinándose así que si el volumen de eyaculado se incrementa, si se incrementa también la cantidad de espermatozoides por eyaculado, presentándose además con un coeficiente de correlación de 0,961, como se indica en el gráfico 8.

5. Motilidad espermática

En el gráfico 9, observamos los resultados para el análisis con respecto a la Motilidad masal espermática, donde presentó diferencias estadísticas significativas ($p < 0,05$), estableciéndose así $4,47\% \pm 0,07$ y $4,73\% \pm 0,07$ como los mejores promedios para los tratamientos testigo (T0) y trolvit aminoácidos (T2) respectivamente y finalmente como el segundo mejor promedio, para las medias $4,47\% \pm 0,07$ correspondiente al tratamiento testigo (T0) y $4,15\% \pm 0,07$ que corresponde al tratamiento con solvit polvo (T2).

Duchi, N., Almela, L., Peinado, B. y Poto, A. (2010), en su estudio de criopreservación de semen de gallo, los resultados encontrados en semen fresco fueron $4,04 \pm 0,11$. Evaluados de 0 – 5 por determinación subjetiva, mientras que Herrera, J. (2005), en un estudio realizado sobre criopreservación y evaluación fisiológica y reproductiva de espermatozoides de tres especies de aves, reportaron el promedio de la variable motilidad (%) de $80,7 \pm 1,0$, que al interpretar la evaluación de 0 a 5 estaría por 4 aproximadamente.

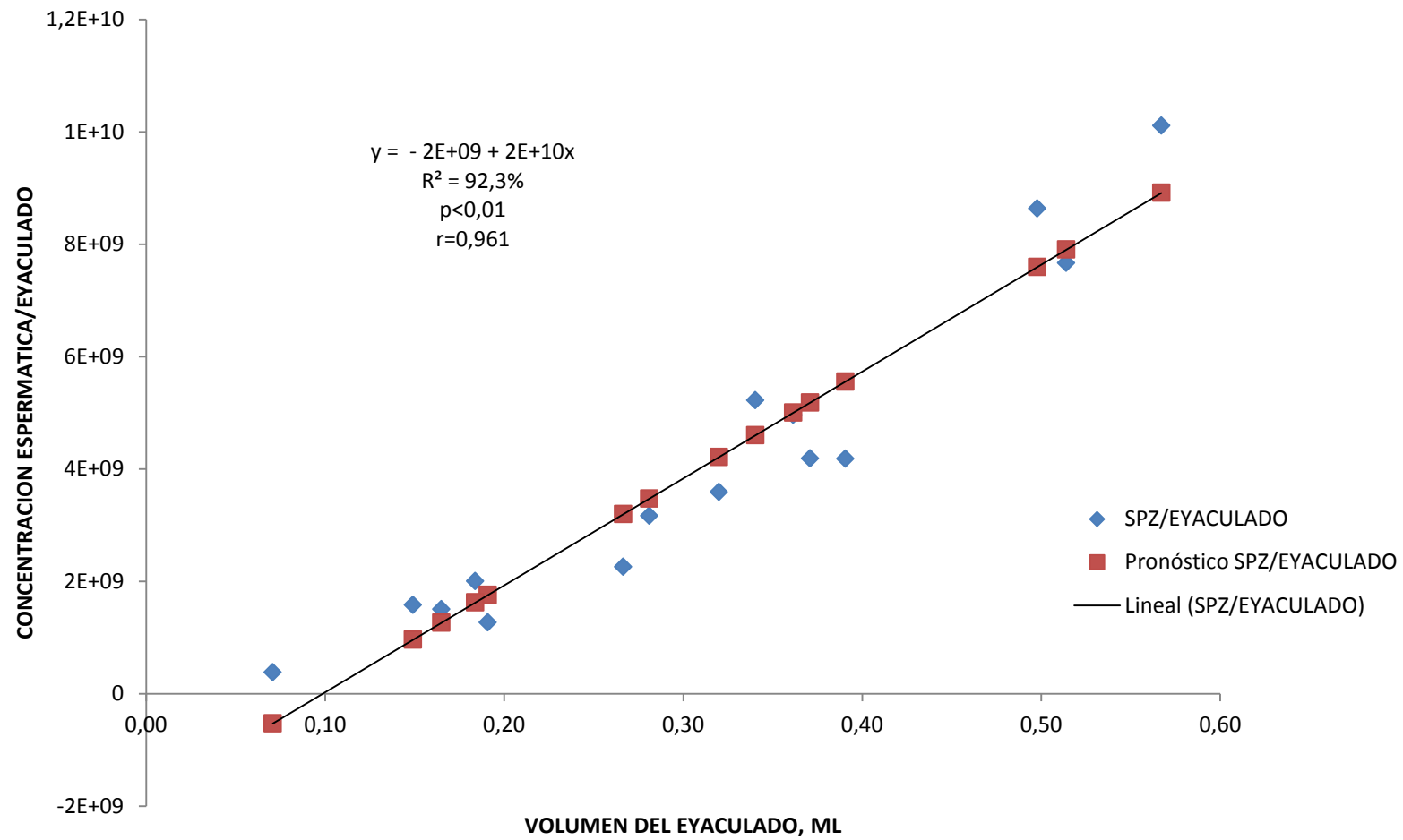


Grafico 8. Tendencia de la regresión para los espermatozoides por eyaculado asociada al volumen del diluyente.

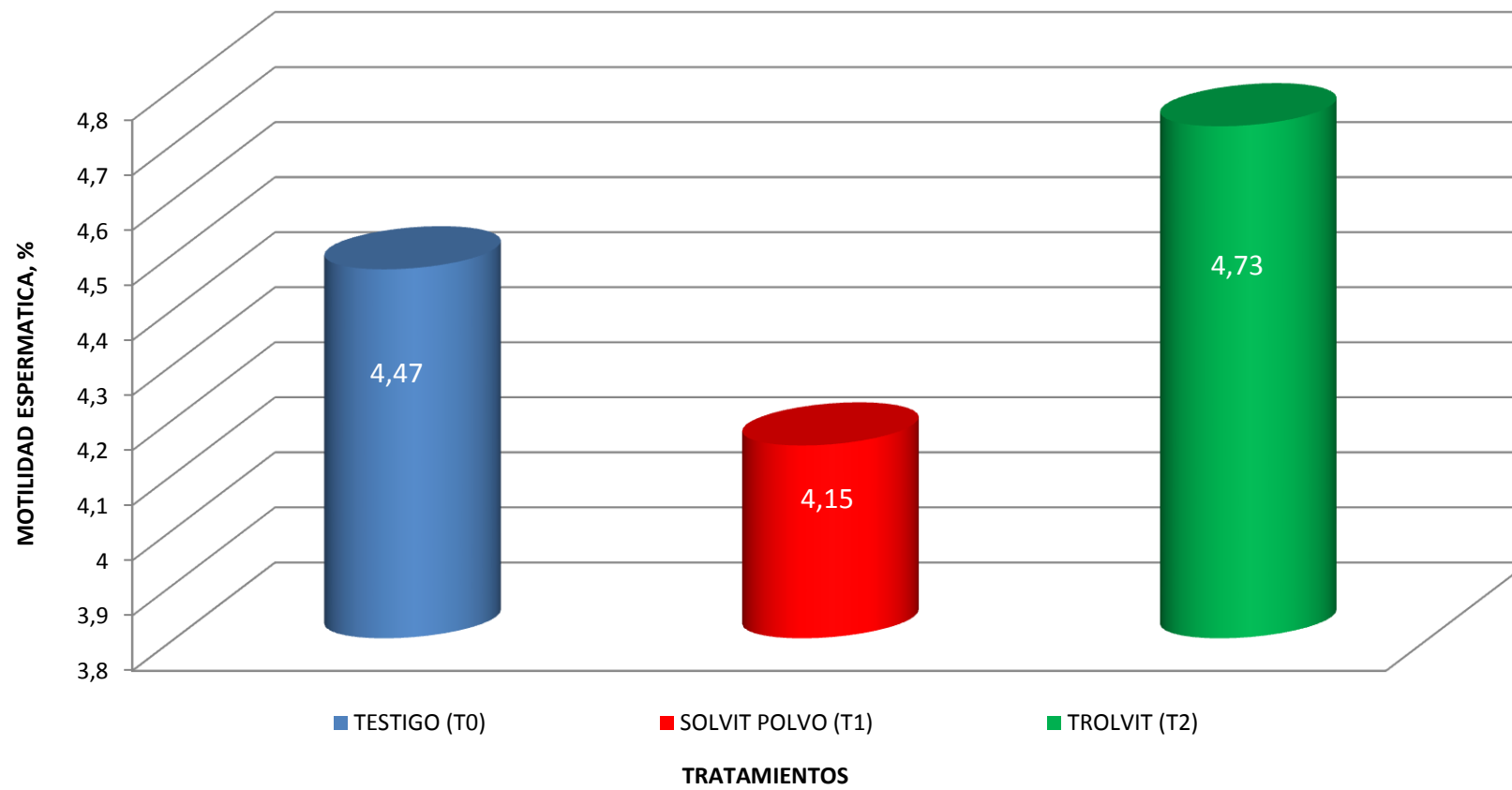


Grafico 9. Motilidad espermática para cada uno de los tratamientos.

Por regresión, la motilidad espermática presentó dependencia para el volumen del eyaculado ($p < 0,05$), obteniéndose un modelo de regresión lineal que alcanzó el 35,87%, de esta manera se identificó que conforme aumenta el de volumen de eyaculado se incrementa también el nivel de motilidad, determinándose además una correlación de 0,598, como se indica en el gráfico 10.

De igual forma, presentó una clara dependencia con la variable, concentración espermática, siendo significativo ($p < 0,01$), con un modelo de regresión lineal de 72,7% identificándose así que si sube la cantidad de espermatozoides por eyaculado la motilidad espermática también se incrementa, registró además una correlación de 0,852, como se indica en el gráfico 11.

La relación de dependencia que registró con el porcentaje de Espermatozoides vivos fue significativa ($p < 0,01$), obteniéndose un modelo de regresión lineal que alcanzo el 75,1%, observándose que conforme sube el porcentaje de Espermatozoides Vivos sube también la motilidad, registrándose además una correlación de 0,867, como se registra en el gráfico 12.

6. Porcentaje de espermatozoides vivos

Para el porcentaje de espermatozoides vivos los datos resultaron diferencias estadísticas significativas ($p < 0,05$), así los mejores promedios fueron $94,39\% \pm 0,82$ y $92,41\% \pm 0,82$ que corresponde al tratamiento con trolvit aminoácidos (T2) y el tratamiento testigo (T0) y por último el mejor segundo promedio fue $92,41\% \pm 0,82$ y $88,37\% \pm 0,82$ que corresponde al tratamiento Testigo (T0) y solvit polvo (T2) respectivamente. Como se observa en el gráfico 13.

Duchi, N., Almela, L., Peinado, B. y Poto, A. (2010), reportaron con una media de $82,63\% \pm 3,21$. Así también de acuerdo a Hernández, P., Fernández, R. y Rodríguez, S. (2005), en su trabajo investigativo reportaron una media de $90,08\% \pm 9,81$ y por ultimo de acuerdo a Jácome, J. (2005), en su estudio, sistema de

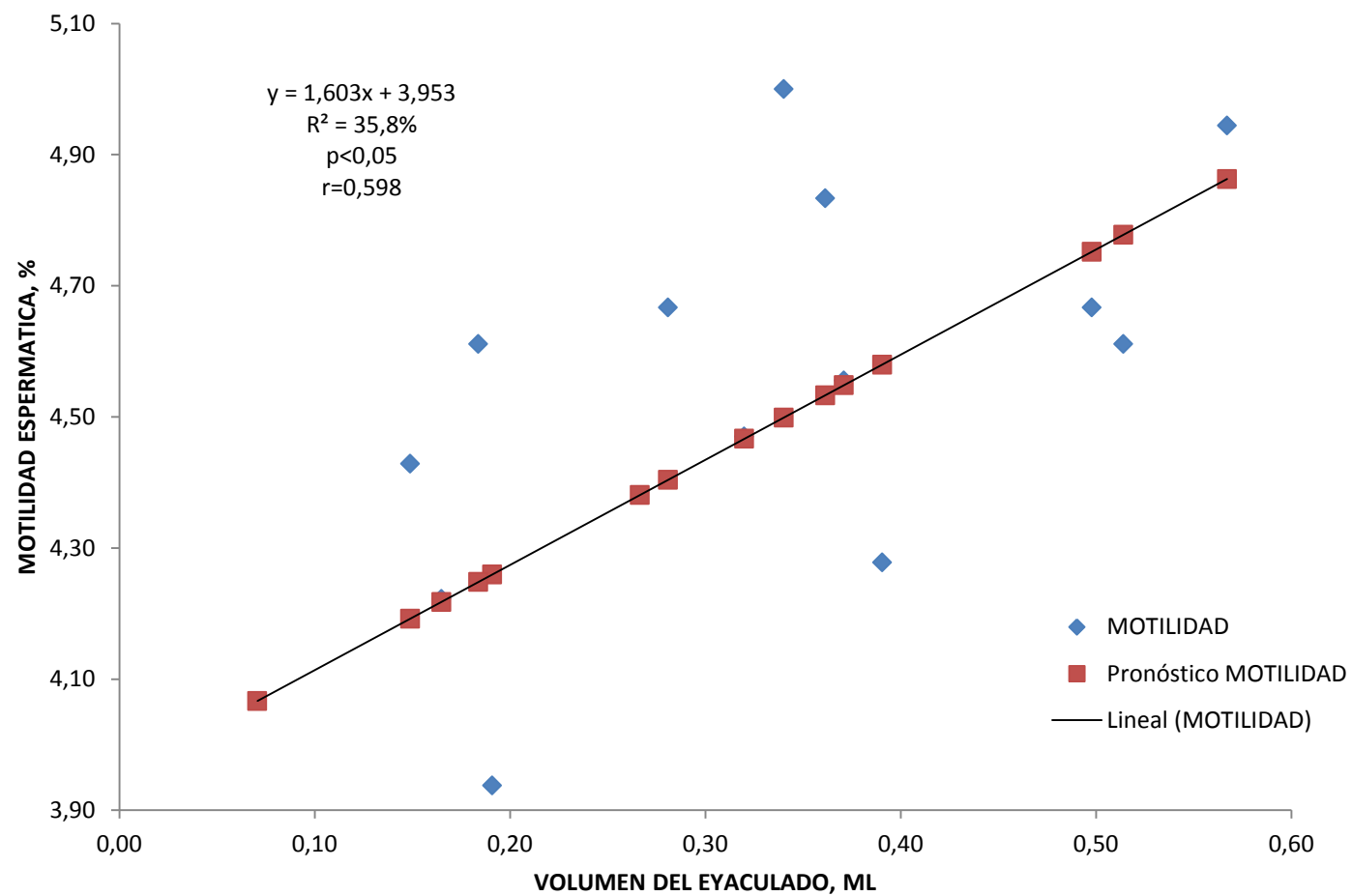


Grafico 10. Tendencia de la regresión para la motilidad asociada al volumen del eyaculado.

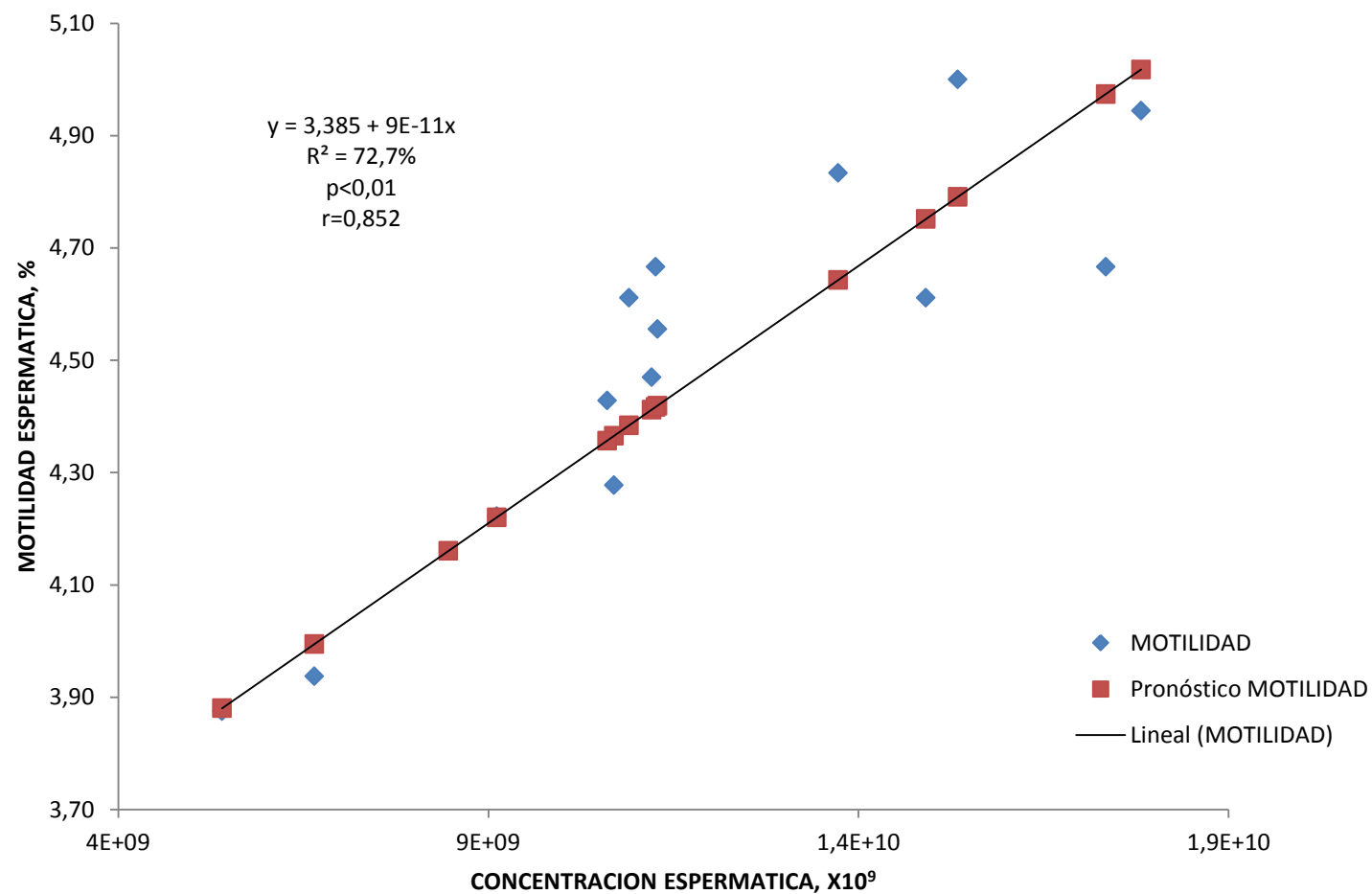


Grafico 11. Tendencia de la regresión para el porcentaje de la motilidad espermática asociada a la concentración espermática.

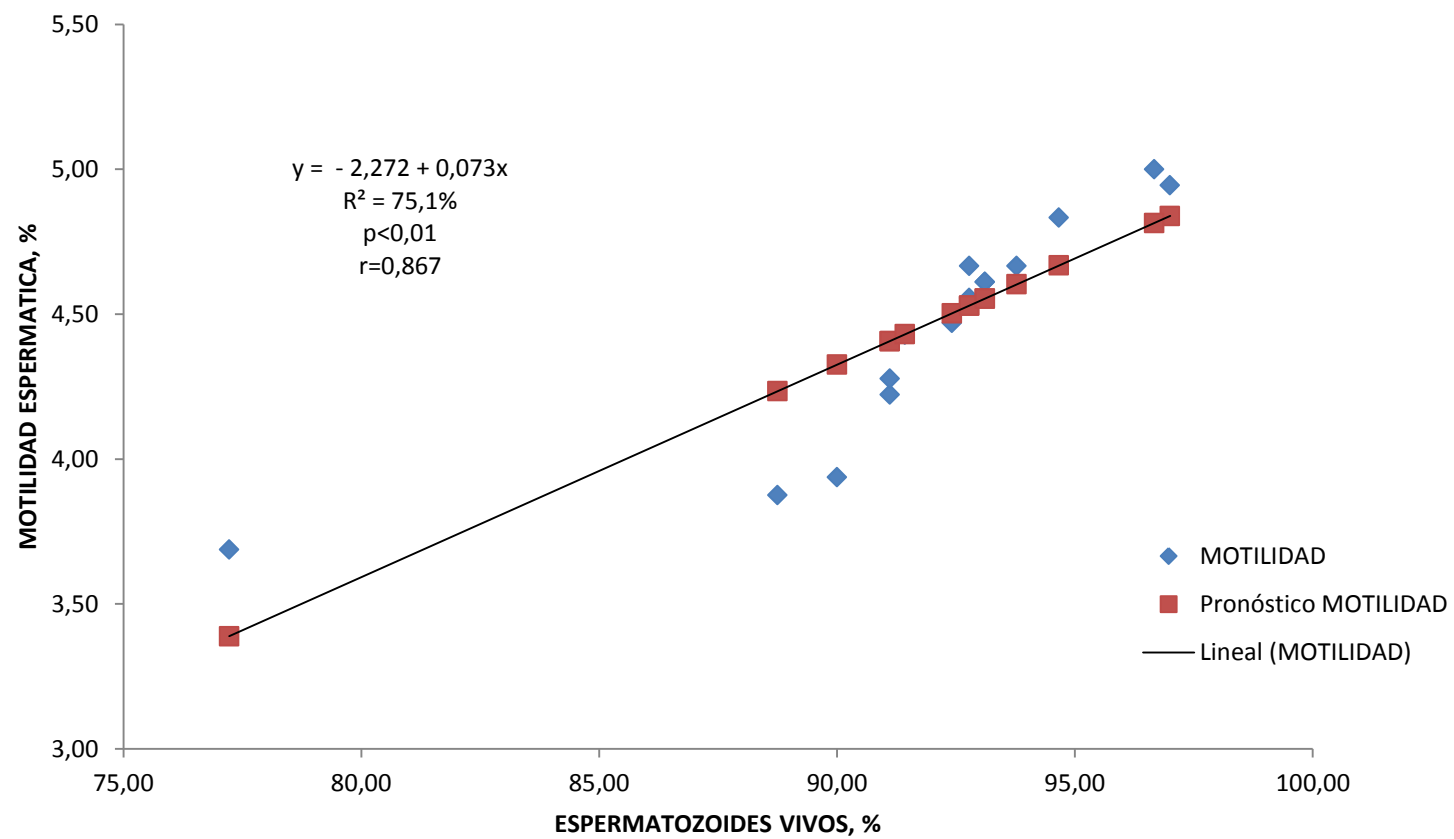


Grafico 12. Tendencia de la regresión para el porcentaje de la motilidad espermática asociada al porcentaje de espermatozoides vivos.

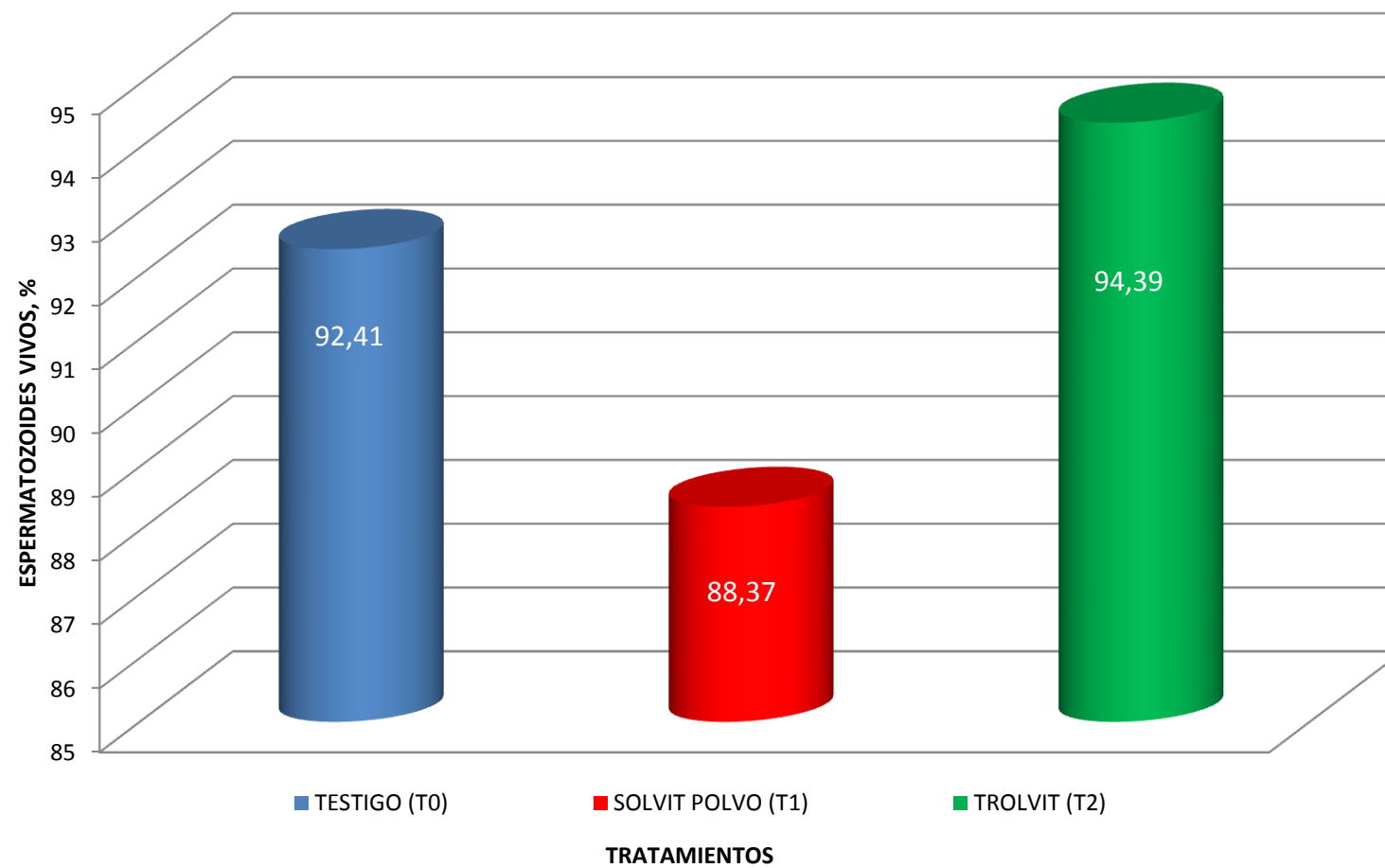


Grafico 13. Diferencia en medias del porcentaje de espermatozoides vivos con respecto a cada uno de los tratamientos.

producción en aves pesadas por inseminación artificial reportaron 79% al porcentaje de espermatozoides vivos.

El porcentaje de espermatozoides vivos tiene relación de dependencia con las variables: espermatozoides por ml (gráfico 14), porcentaje de motilidad espermática y porcentaje de espermatozoides muertos.

Con respecto al análisis de regresión del porcentaje de espermatozoides vivos con la variable porcentaje de motilidad espermática, los datos determinaron una dependencia significativa ($p < 0,01$), pudiendo observar un modelo de regresión lineal con un coeficiente de determinación de 75,1%, expresándose que conforme se incremente el porcentaje de motilidad, se incrementa también la cantidad de espermatozoides vivos, presentando además un coeficiente de correlación de 0,867, como se observa en el gráfico 15

De igual forma la relación de dependencia con el porcentaje de espermatozoides muertos el análisis de regresión determinó datos estadísticos altamente significativos ($p < 0,01$) pudiendo observar un modelo de regresión lineal con un coeficiente de determinación de 79,9%, identificándose que conforme baja el porcentaje de espermatozoides muertos, el porcentaje de espermatozoides vivos se incrementa, determinándose además un coeficiente de correlación de -0,894, como se observa en el gráfico 16

7. Porcentaje de espermatozoides muertos

En el gráfico 17, Se observa que para el porcentaje de espermatozoides muertos, presentó diferencias estadísticas significativas ($p < 0,05$), así, el menor promedio fue $5,60\% \pm 0,45$ y $7,58\% \pm 0,45$ que corresponde al tratamiento con trolvit aminoácidos (T2) y el testigo (T0) y por último el segundo menor promedio, fueron $7,58\% \pm 0,45$ y $9,69\% \pm 0,45$ que corresponde al tratamiento testigo (T0) y solvit polvo (T2) respectivamente.

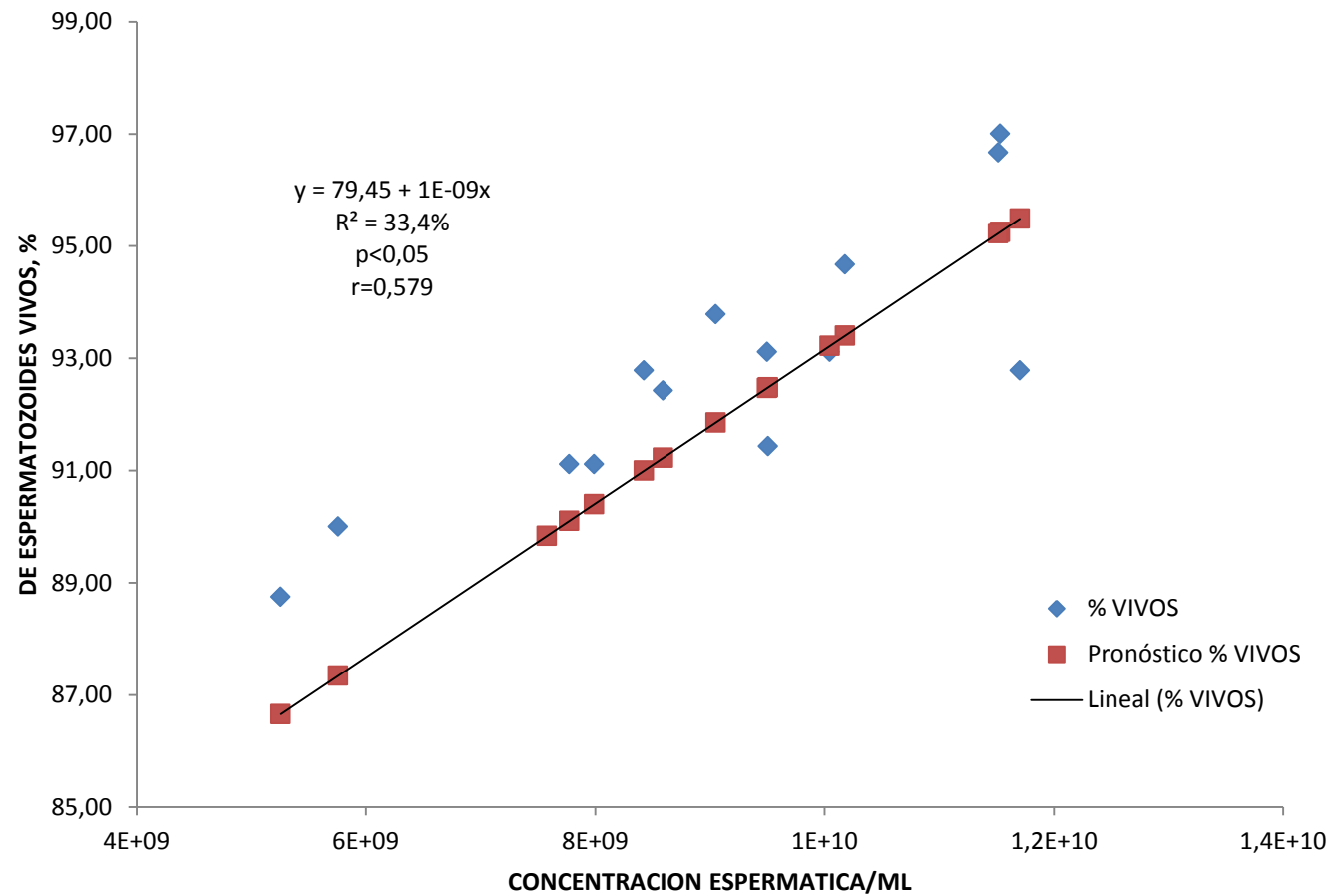


Grafico 14. Tendencia de la regresión para el porcentaje de espermatozoides vivos asociada a la concentración de espermatozoides por ml.

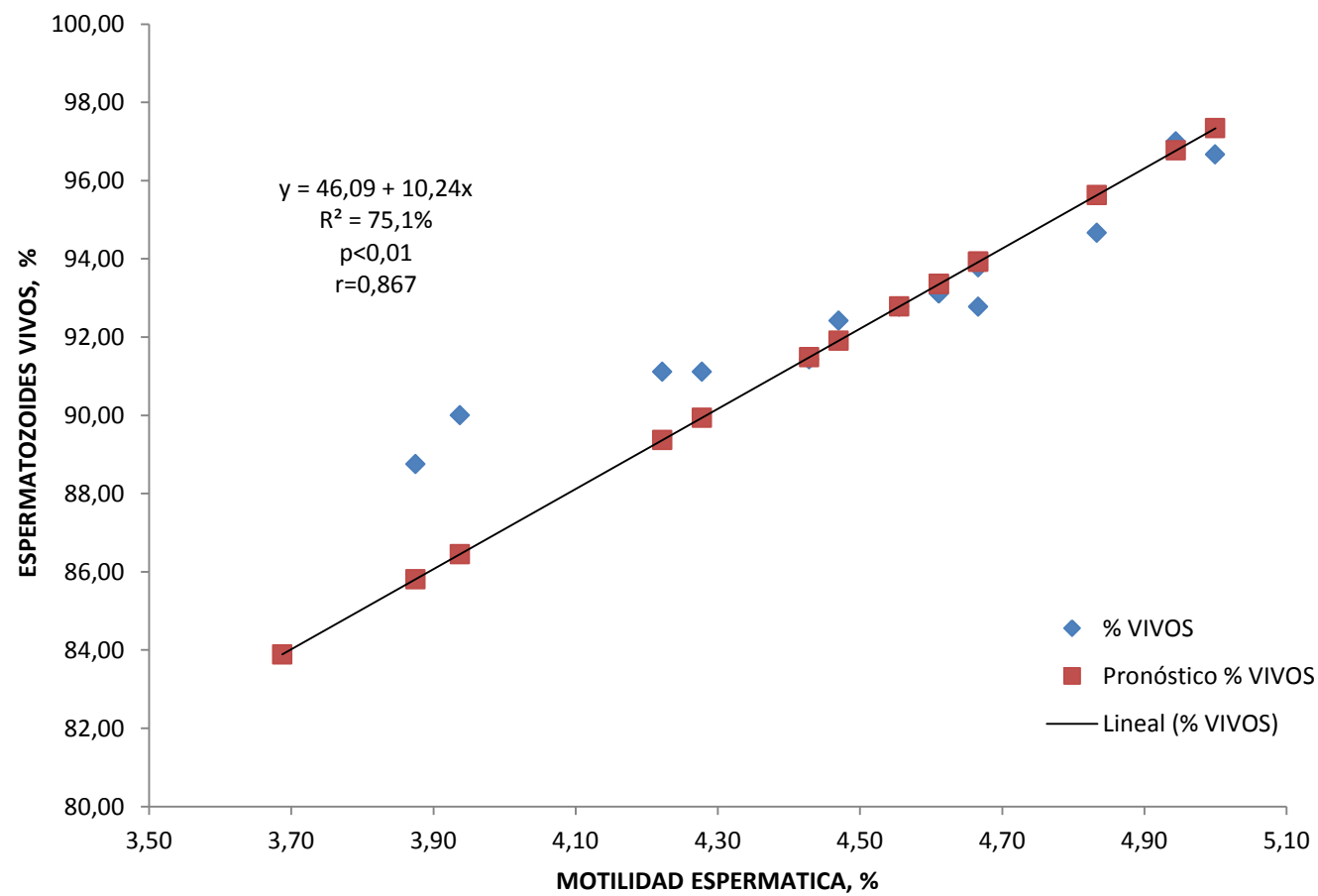


Grafico 15. Tendencia de la regresión para el porcentaje de espermatozoides vivos asociada al porcentaje de la motilidad espermática.

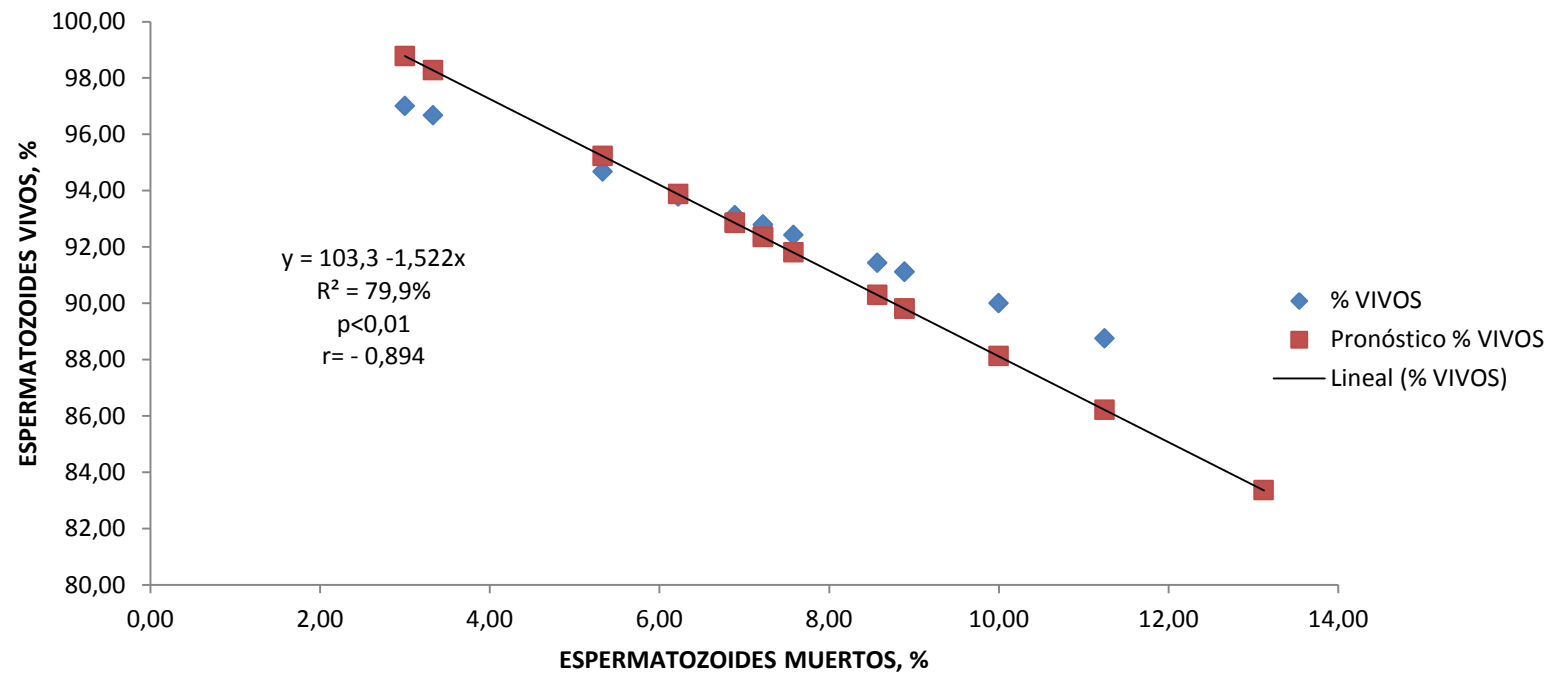


Grafico 16. Tendencia de la regresión para el porcentaje de espermatozoides vivos asociada al porcentaje de espermatozoides muertos.

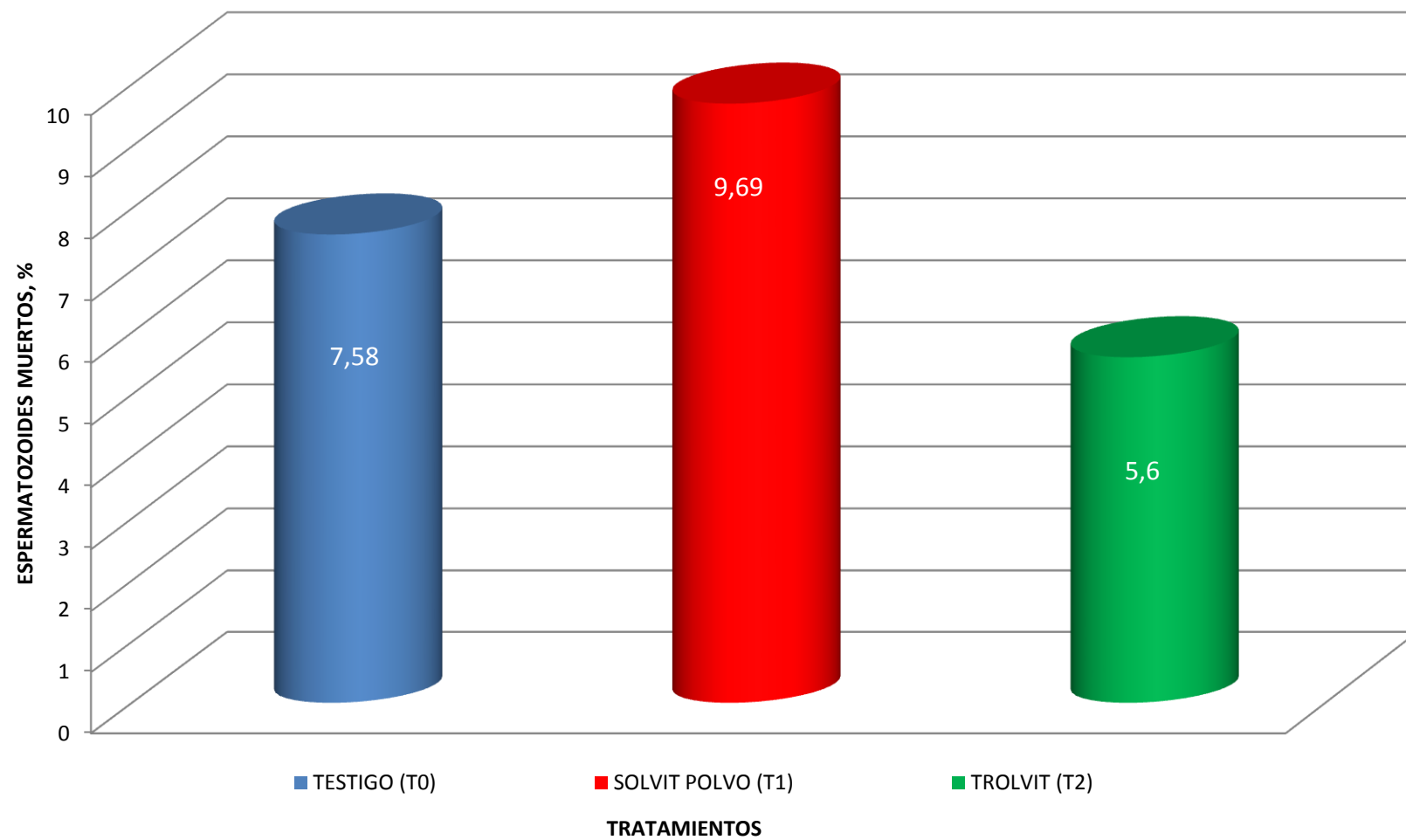


Grafico 17. Medias de porcentaje de espermatozoides muertos para cada tratamiento.

Duchi, N., Almela, L., Peinado, B. y Poto, A. (2010), en su estudio de criopreservación de semen de gallo una alternativa para la recuperación y conservación de la gallina de raza murciana, reportaron una media de $12,67\% \pm 2,67$ de mortalidad; mientras que López, F. (2007), para la evaluación seminal, muestran diferencias significativas ($p < 0.05$), para gallos jóvenes dando un promedio de $10,7\% \pm 6,3$. Y por último, Jácome, J. (2005), en la evaluación de 10 gallos, reporta una mortalidad del 27%.

Al someter los datos a análisis de regresión se determinó que el porcentaje de espermatozoides muertos tiene un grado de asociación con las variables: volumen del eyaculado, motilidad espermática y el porcentaje de espermatozoides vivos. Para la relación con la variable volumen del eyaculado, presenta una dependencia significativa al ($p < 0.05$), obteniéndose un modelo de regresión lineal que alcanzó el 33,82%, identificándose que conforme baja el volumen de eyaculado, baja también el número de espermatozoides muertos, presentando además con una correlación de -0,578, como se indica en el gráfico 18.

Con respecto a la relación de dependencia con la variable, motilidad espermática, registró una dependencia altamente significativa al ($p < 0.01$), con un modelo de regresión lineal con un coeficiente de determinación que alcanzó en un 94,44%, determinándose que conforme baja el nivel de motilidad, sube el porcentaje de espermatozoides, presentándose además una regresión de -0,971, como se indica en el gráfico 19.

La regresión para el porcentaje de espermatozoides muertos con respecto a la concentración presentó una relación significativa al ($p < 0,01$), obteniéndose un modelo de regresión lineal con un coeficiente de determinación que alcanzó el 44,42%, determinándose que conforme baja la concentración de espermatozoides por eyaculado sube el nivel de porcentaje de espermatozoides muertos, presentado además un coeficiente de correlación de -0,666, como se observa en el gráfico 20.

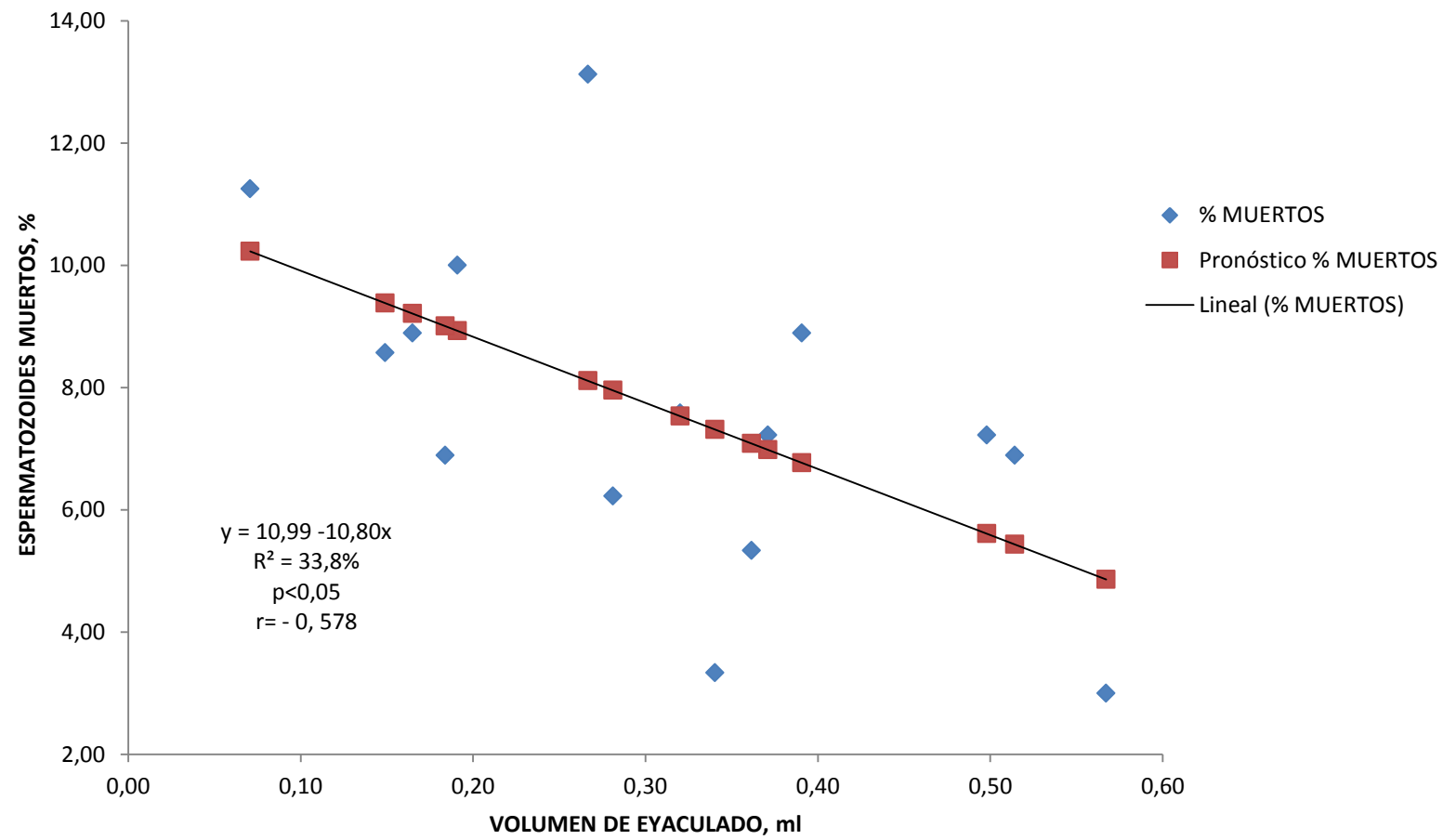


Grafico 18. Tendencia de la regresión para el porcentaje de espermatozoides muertos asociada al volumen del eyaculado.

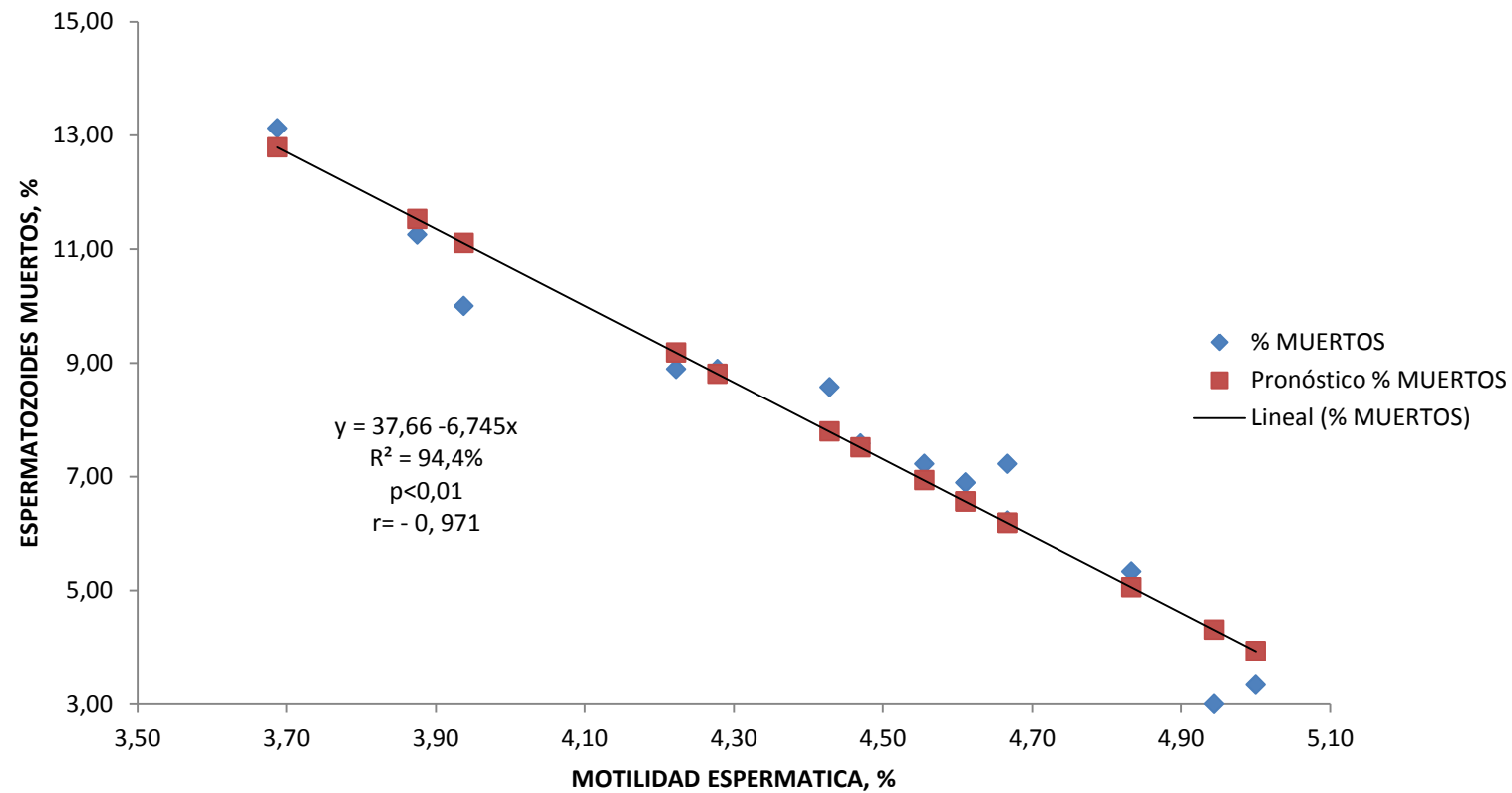


Grafico 19. Tendencia de la regresión para el porcentaje de espermatozoides muertos asociada al porcentaje de motilidad espermática.

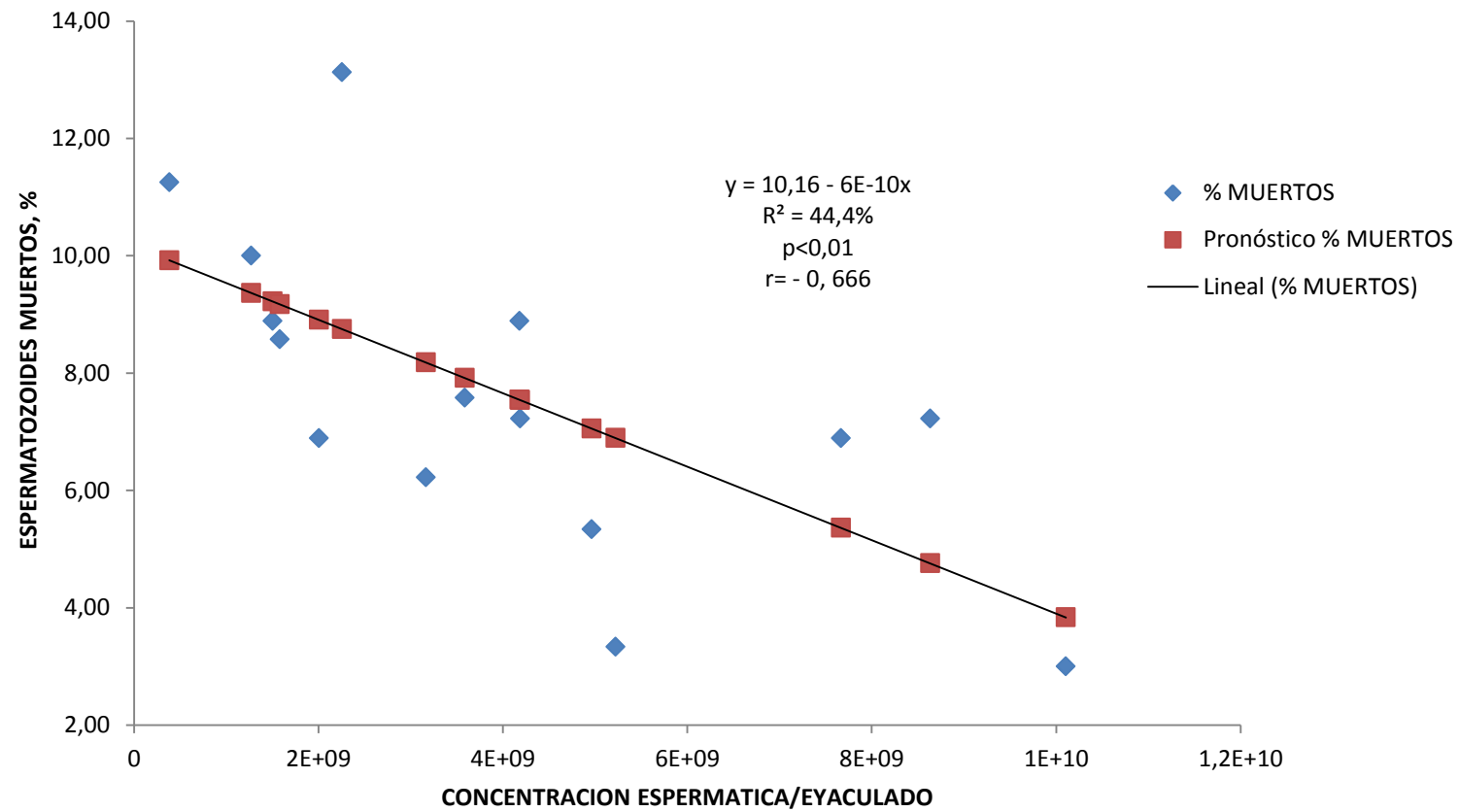


Grafico 20. Tendencia de la regresión para el porcentaje de espermatozoides muertos asociada a la concentración espermática por eyaculado.

C. EVALUACIÓN DE LA UTILIZACIÓN DE BIOESTIMULANTES EN LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN GALLINAS CRIOLLAS.

En el cuadro 9, se reportan los resultados obtenidos en el estudio de las variables con respecto a la inseminación artificial en gallinas para cada uno de los tratamientos ante la utilización de Bioestimulantes solvit polvo y trolvit aminoácidos frente al testigo.

1. Número de huevos

El número de huevos registrados para evaluar en esta investigación fue lo que produjeron durante los últimos 24 días, tiempo que coincidió con el proceso de extracción seminal e inseminación. En total se recolectaron 270 huevos por los tres tratamientos, de los cuales 95 fue del tratamiento Testigo (T0); 92 huevos del tratamiento con solvit Polvo (T1) y 83 huevos correspondientes al tratamiento con trolvit aminoácidos (T2). El número de aves que se alojaron para cada tratamiento fue de 6 animales, de los cuales al momento de hacer la recolección de huevos, las gallinas en postura por tratamiento fue: 6 gallinas en el T0; 6 gallinas en el T1 y 5 gallinas en el T2, estando 1 gallina clueca para este último tratamiento.

En los 24 días se registró un promedio de 16 huevos/gallina para el Testigo (T0); 15 huevos/gallina para el tratamiento con solvit Polvo (T1) y 17 huevos/gallina para el tratamiento con trolvit aminoácidos (T2). Como se indica en el gráfico 21. Se hizo un cálculo además para el porcentaje de postura y los resultados fueron 63,33% para el tratamiento T0; 61,33% para el tratamiento T1 y 66,40% para el tratamiento T2.

Jácome, J. (2005), en su investigación, Sistema de producción en aves pesadas por inseminación artificial de los grupos experimentales en 100 gallinas, registraron medias para el Grupo 1 (semen fresco) y para el Grupo 2 (semen diluido) de la semana 24 a la semana 27 un 16,6% de postura; de la semana 28 a la semana 31 un 69,5% y de la semana 32 a la semana 36 un 84,4%.

Cuadro 9. RESPUESTA DE LA EVALUACIÓN DE BIOESTIMULANTES EN LA INSEMINACIÓN DE GALLINAS.

VARIABLES	TRATAMIENTOS			EE	Prob.
	TESTIGO	SOLVIT POLVO	TROLVIT		
Semen (ml)/Gallina	0,85 c	0,86 b	1,09 a	0,00	0,001
Número SPZ/inseminación	7,34x10 ⁹ b	6,82x10 ⁹ c	1,12x10 ¹⁰ a	0,00	0,001
Numero de huevos, ave	16	15	17	-	-
Huevos no fértil, %	6,67 a	3,33 b	0,00 c	0,00	0,001
Huevos fértil, %	93,33 c	96,67 b	100,00 a	0,00	0,001
Huevo fértil sin desarrollo, %	16,67 b	30,00 a	13,33 c	0,00	0,001
Incubabilidad, %	76,67 b	66,67 c	86,67 a	0,00	0,001
Peso Inicial, g	1416,00 a	1283,33 a	1381,50 a	17,41	0,11
Peso Final, g	1619,17 a	1563,83 a	1506,33 a	21,27	0,34

EE: Error Estándar.

SPZ: espermatozoides.

Prob: Probabilidad.

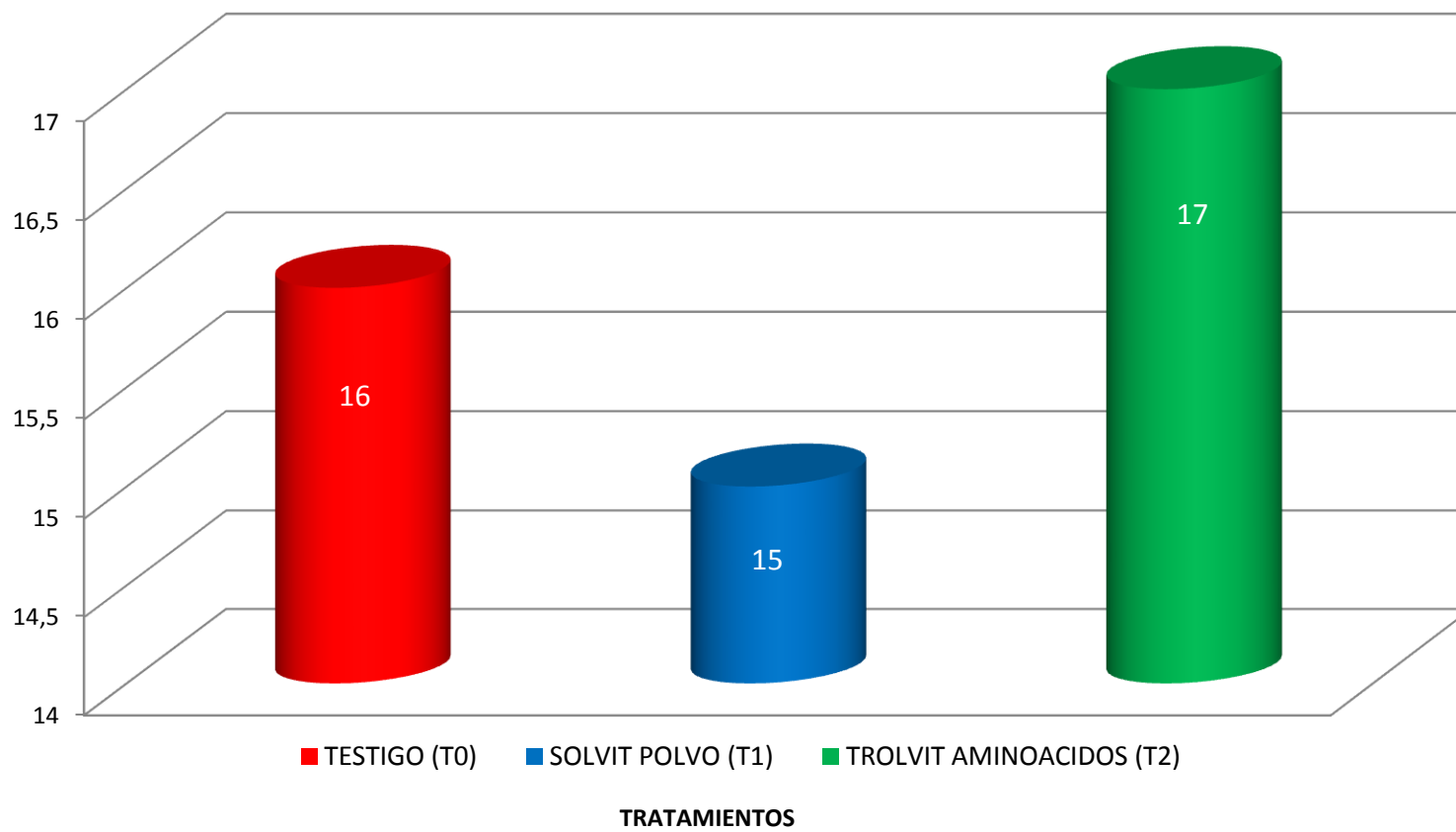


Grafico 21. Número total de huevos para cada tratamiento.

Por análisis de regresión se notó que la variable número de huevos, registró una clara dependencia para la variable número de espermatozoides por inseminación en el que se observó una relación significativa ($p < 0,01$), obteniéndose un modelo de regresión lineal con un coeficiente de determinación que alcanzó el 91,45% determinándose que conforme se incrementa el número de SPZ por inseminación, se incrementa también el número de huevos, presentando además un coeficiente de correlación de 0,956, como se observa en el gráfico 22

2. Porcentaje de Fertilidad.

Con respecto al número de huevos embrionados, el análisis de los datos registró diferencias estadísticas ($p < 0,01$), registrándose las siguientes medias: como la mejor, $100,00 \pm 0,001\%$ para el Tratamiento con trovit aminoácidos (T2); seguido de $96,67 \pm 0,001\%$ para el tratamiento con solvit polvo (T1) y finalmente con una media de $93,33 \pm 0,001\%$ para el tratamiento testigo (T0). Consecuentemente el % de huevos no fertilizados fueron: $6,67 \pm 0,001\%$; $3,33 \pm 0,001\%$ y $0,00 \pm 0,001\%$ para los tratamientos T0; T1 y T2 respectivamente. Como se indica en el gráfico 23 y 24

López, F. (2007), en su estudio, influencia de la edad de los progenitores sobre la calidad espermática y tasa de fertilidad en aves Rhode Island Red, reportó a cerca de la tasa de fertilidad en gallinas y gallos de diferentes edades, como el mejor en el grupo de gallos jóvenes con gallinas jóvenes, en comparación con los tres grupos restantes ($P < 0.05$), presentando así una tasa de Fertilidad de (87%) en 198 huevos lo que corresponde muy por debajo de la tasa de fertilidad observada en el presente trabajo.

Mediante análisis de regresión el porcentaje de Fertilidad presentó una relación significativa al ($p < 0,01$), para los tratamientos, obteniéndose un modelo de regresión lineal con el 100%, determinándose que por cada tratamiento el porcentaje de Fertilidad se incrementa en un 3,33%, determinándose además un coeficiente de correlación de 1,000, como se observa en el gráfico 25.

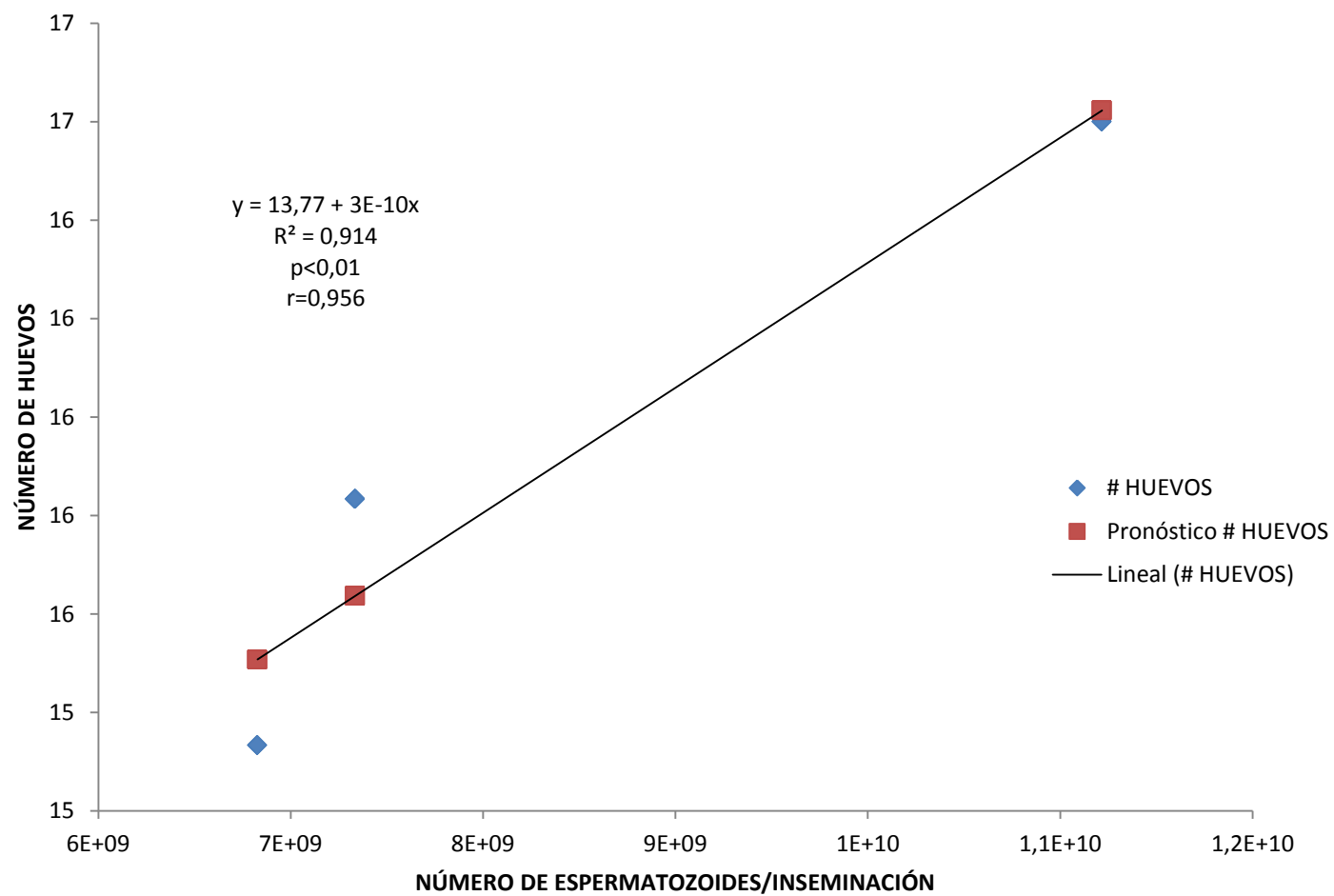


Grafico 22. Tendencia de la regresión para el número de huevos asociada al número de SPZ/inseminación.

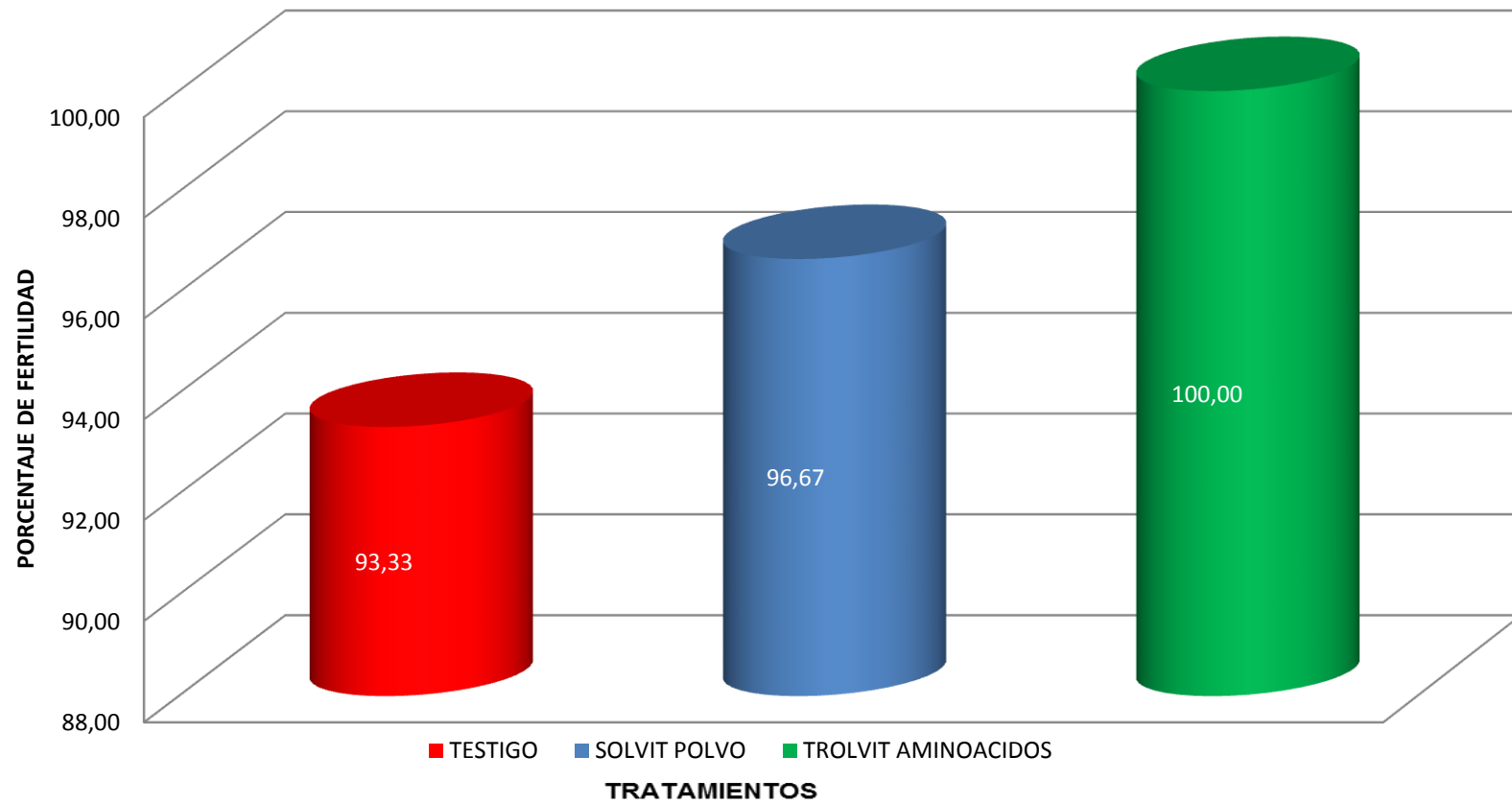


Grafico 23. Porcentaje de fertilidad de los huevos con respecto a cada uno de los tratamientos.

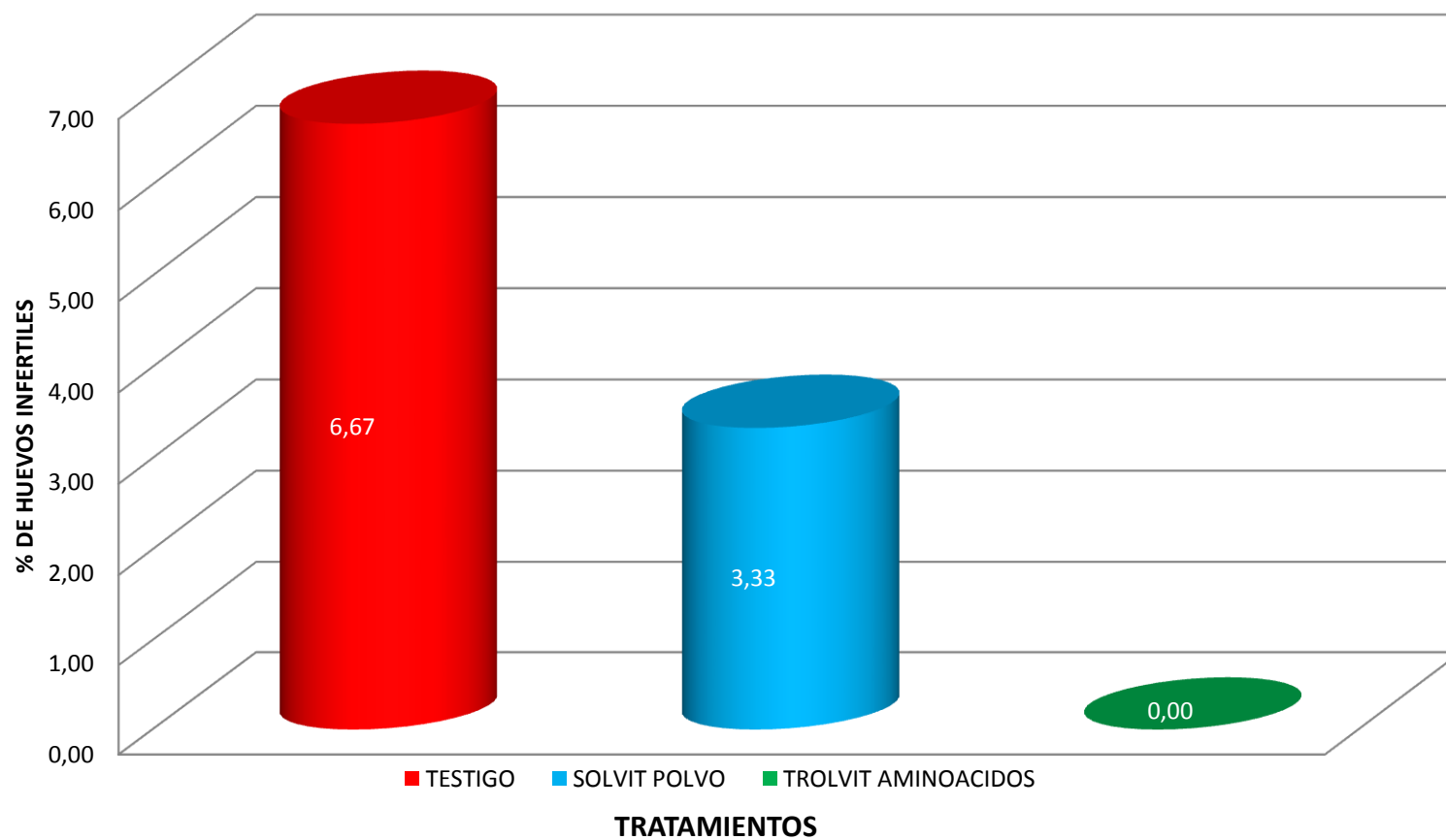


Grafico 24. Porcentaje de Infertilidad de los huevos con respecto a cada uno de los tratamientos.

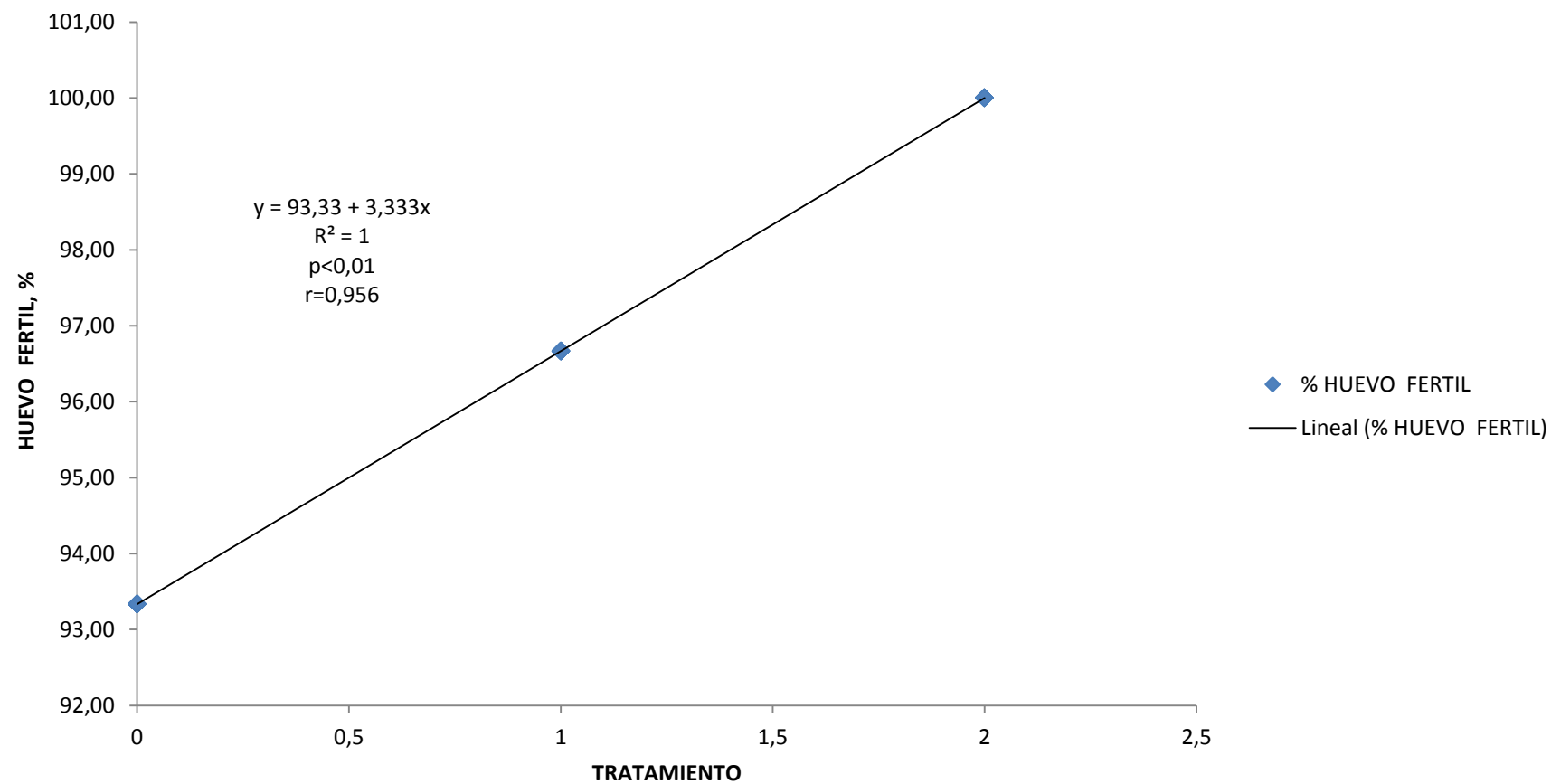


Grafico 25. Tendencia de la regresión para el porcentaje de fertilidad asociada a los tratamientos: testigo (T0); Solvit polvo (T1) y Trolvit aminoácidos (T2).

Al hacer regresión se observó que el porcentaje de fertilidad está asociada también con las variables: concentración de espermatozoides/inseminación y el volumen de semen inseminado por cada gallina. La relación de dependencia con respecto a la concentración espermática por inseminación reportó una relación significativa ($p < 0,01$) obteniéndose un modelo de regresión lineal con un coeficiente de determinación que alcanzó el 65,33%, siendo como resultado, que conforme la cantidad de espermatozoides sea mayor por inseminación la fertilidad también incrementará y el coeficiente de correlación que presentó fue de 0,808, como se observa en el gráfico 26.

Con respecto a la relación de dependencia con el volumen de espermatozoides por gallina, el análisis de regresión reportó una relación significativa ($p < 0,01$), obteniéndose un modelo de regresión lineal con un coeficiente de determinación de 76,20%, pudiéndose determinar que se incrementa el porcentaje de fertilidad si el volumen inseminado por gallina también sea mayor, registrándose un coeficiente de correlación de 0,883, como se observa en el gráfico 27.

3. Porcentaje de Incubabilidad

Con respecto al porcentaje de incubabilidad los datos registraron diferencias estadísticas ($p < 0,01$), presentando así los siguientes promedios: 86,67% \pm 0,001% como el mejor para el tratamiento con trolvit aminoácidos (T2); seguido de 76,67% \pm 0,001% para el tratamiento con solvit polvo (T1) y finalmente 66,67% \pm 0,001%. Consecuentemente las medias registradas para los huevos no fertilizados fueron 30,00% \pm 0,001%; 16,67% \pm 0,001% y 13,33% \pm 0,001% para el tratamiento T0; T1 y T2 consecuentemente. Como se indica en el gráfico 28 y 29

Arthola, G. y Rayo, M. (2011), en su trabajo de graduación, establecimiento de la técnica de extracción de semen en gallos criollos e inseminación artificial en gallinas criollas en Nejapa, Managua, Nicaragua registraron 83,33% para la incubabilidad y 16,67% para los huevos no fertilizados.

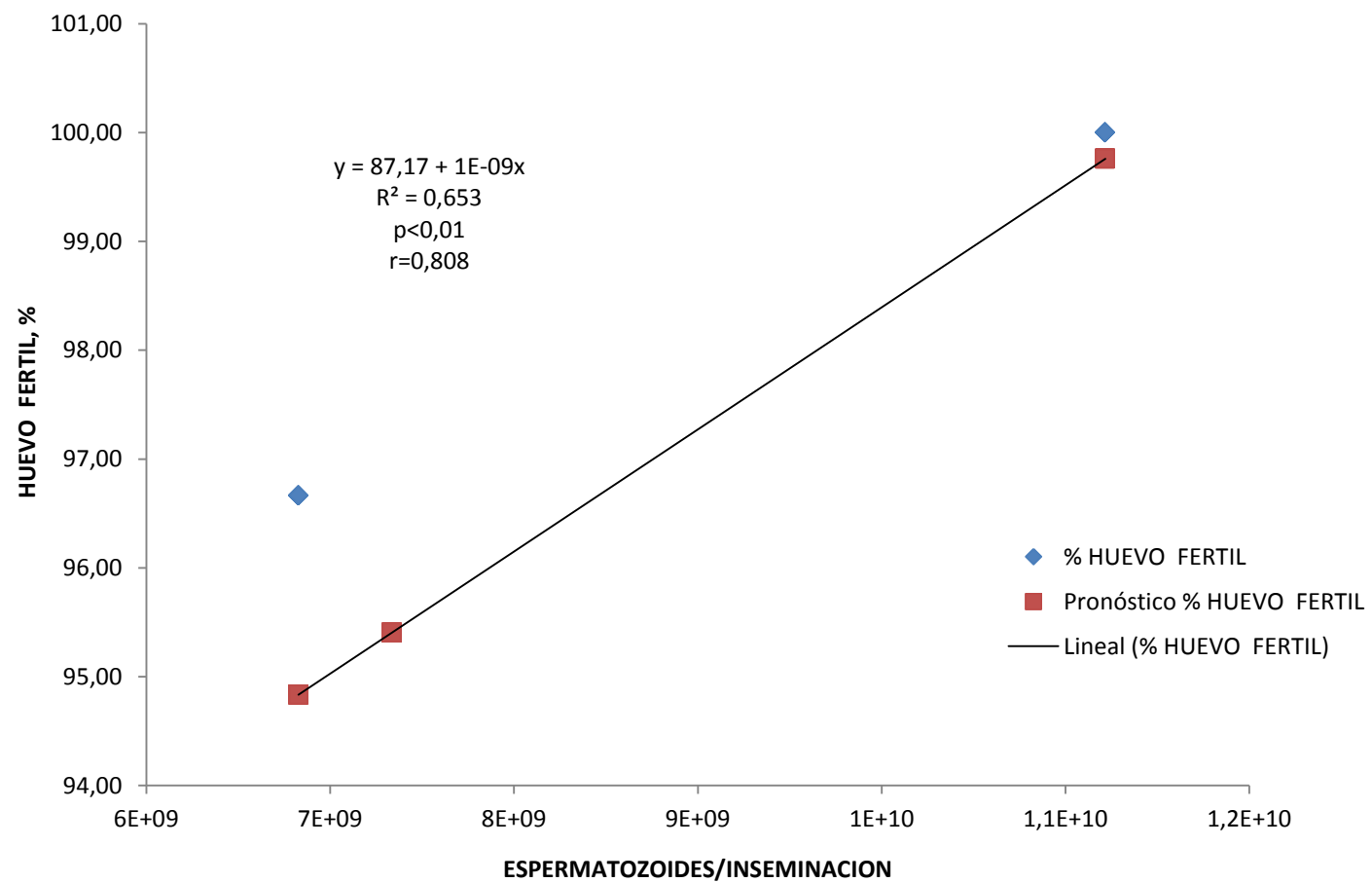


Grafico 26. Tendencia de la regresión para el porcentaje de fertilidad asociada con la cantidad de espermatozoides inseminados.

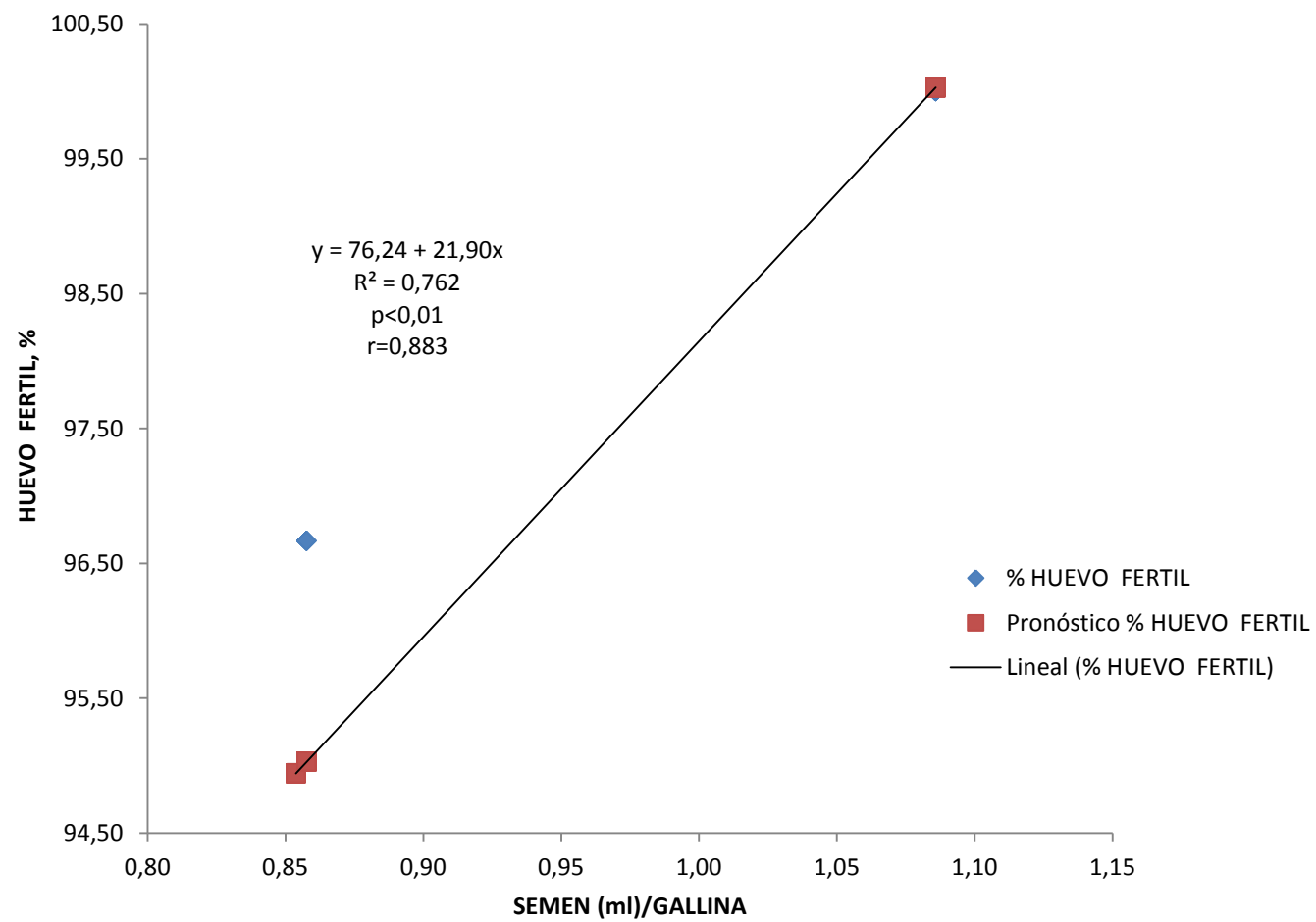


Grafico 27. Tendencia de la regresión para el porcentaje de fertilidad asociada con el volumen de semen/gallina.

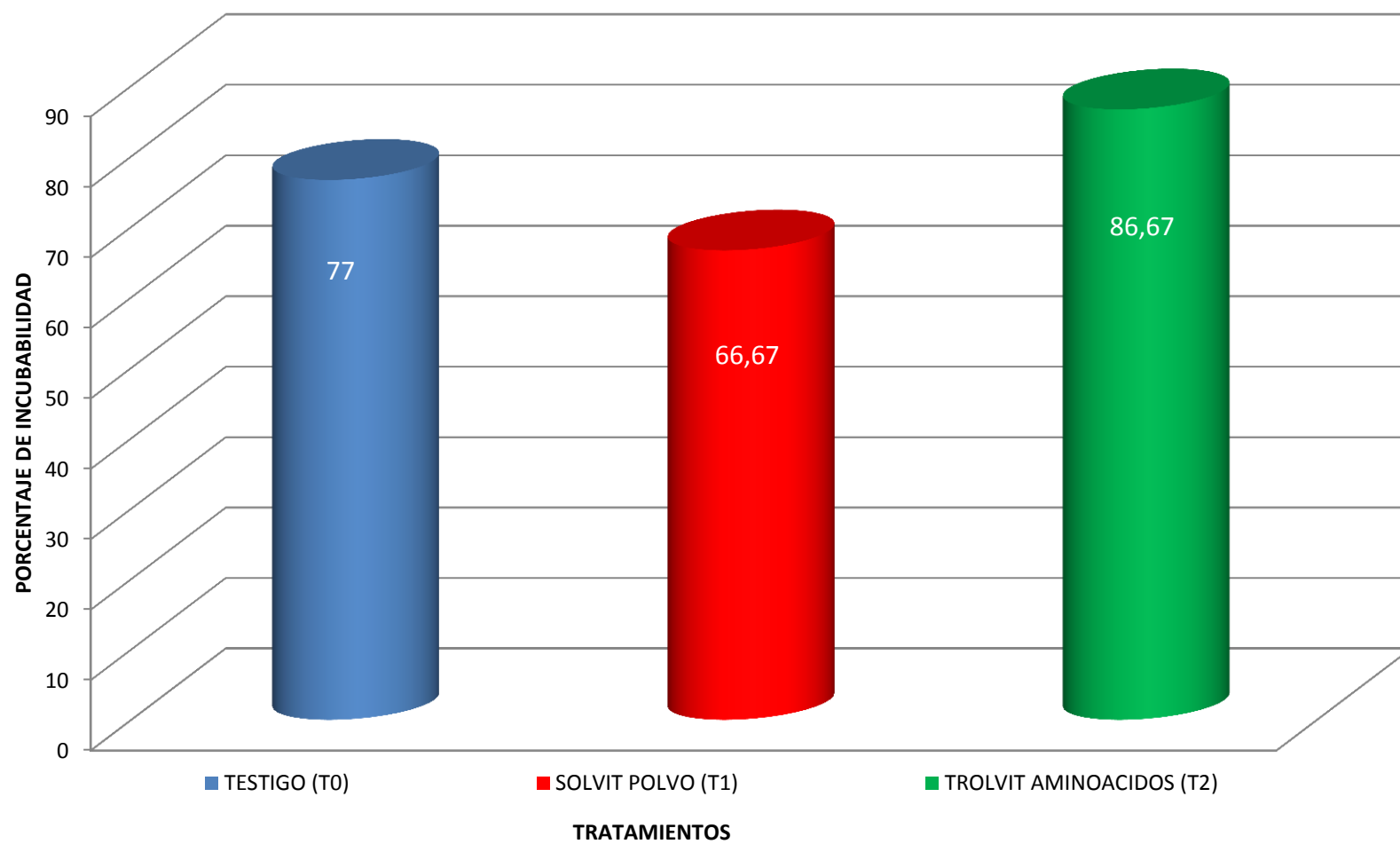


Grafico 28. Medias que representan el porcentaje de incubabilidad en cada uno de los tratamientos.

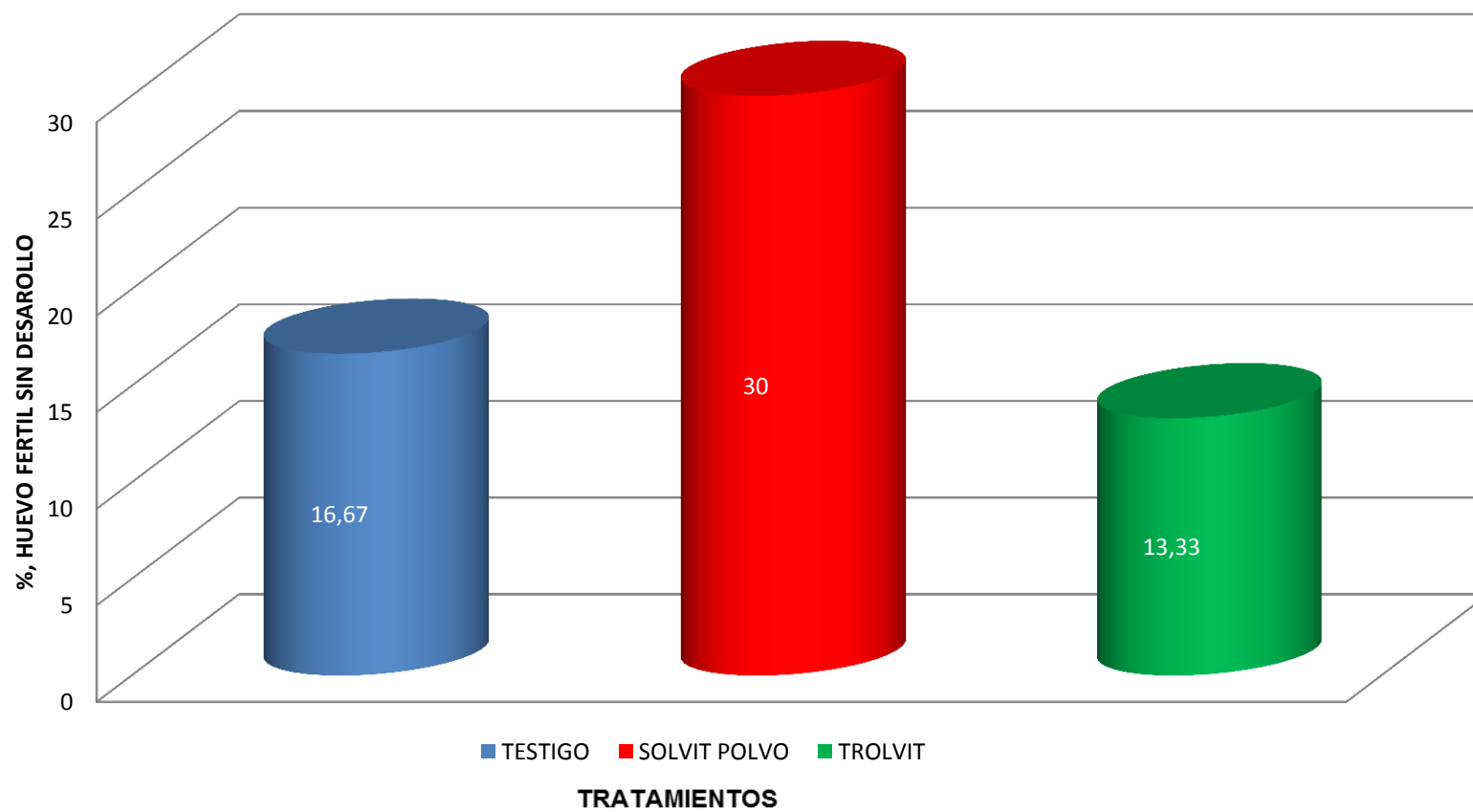


Grafico 29. Medias que representan el porcentaje de huevos fértiles sin desarrollo para cada tratamiento.

Por análisis de regresión se determinó que el porcentaje de Incubabilidad para los tratamientos están relacionados significativamente ($p < 0,05$) obteniéndose un modelo de regresión lineal con un coeficiente de determinación que alcanzó el 25%, pudiéndose observar un incremento de 5% de incubabilidad por tratamiento, registrándose además un coeficiente de correlación de 0,500, como se observa en el gráfico 30

Así también el grado de asociación entre el Porcentaje de Incubabilidad y el porcentaje de Fertilidad presentó una relación significativa ($p < 0,05$) obteniéndose un modelo de regresión lineal con un coeficiente de determinación de 25%, determinándose un incremento de 1,5% de Incubabilidad conforme sube también el porcentaje de Fertilidad, registrándose un coeficiente de correlación de 0,499, como se observa en el gráfico 31

Mientras que para la asociación entre el porcentaje de Incubabilidad y el número de huevos, presentó una relación significativa ($p < 0,01$) obteniéndose un modelo de regresión lineal con un coeficiente de determinación que alcanzó el 98,54%, determinándose un incremento del porcentaje de incubabilidad si el número de huevos fértiles también se incrementen, registrándose un coeficiente de correlación de 1,000, como se observa en el gráfico 32.

D. EVALUACIÓN ECONÓMICA DE LA UTILIZACIÓN DE BIOESTIMULANTES EN LA PRODUCCIÓN DE SEMEN DE GALLOS E INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN GALLINAS CRIOLLAS.

En el cuadro 10, se presentan los resultados de los costos de producción de cada tratamiento correspondiente al efecto del uso de bioestimulantes en la producción de semen de gallos e inseminación artificial en gallinas criollas con respecto a cada uno de los tratamientos ante la utilización de bioestimulantes solvit polvo y trolvit aminoácidos frente al testigo.

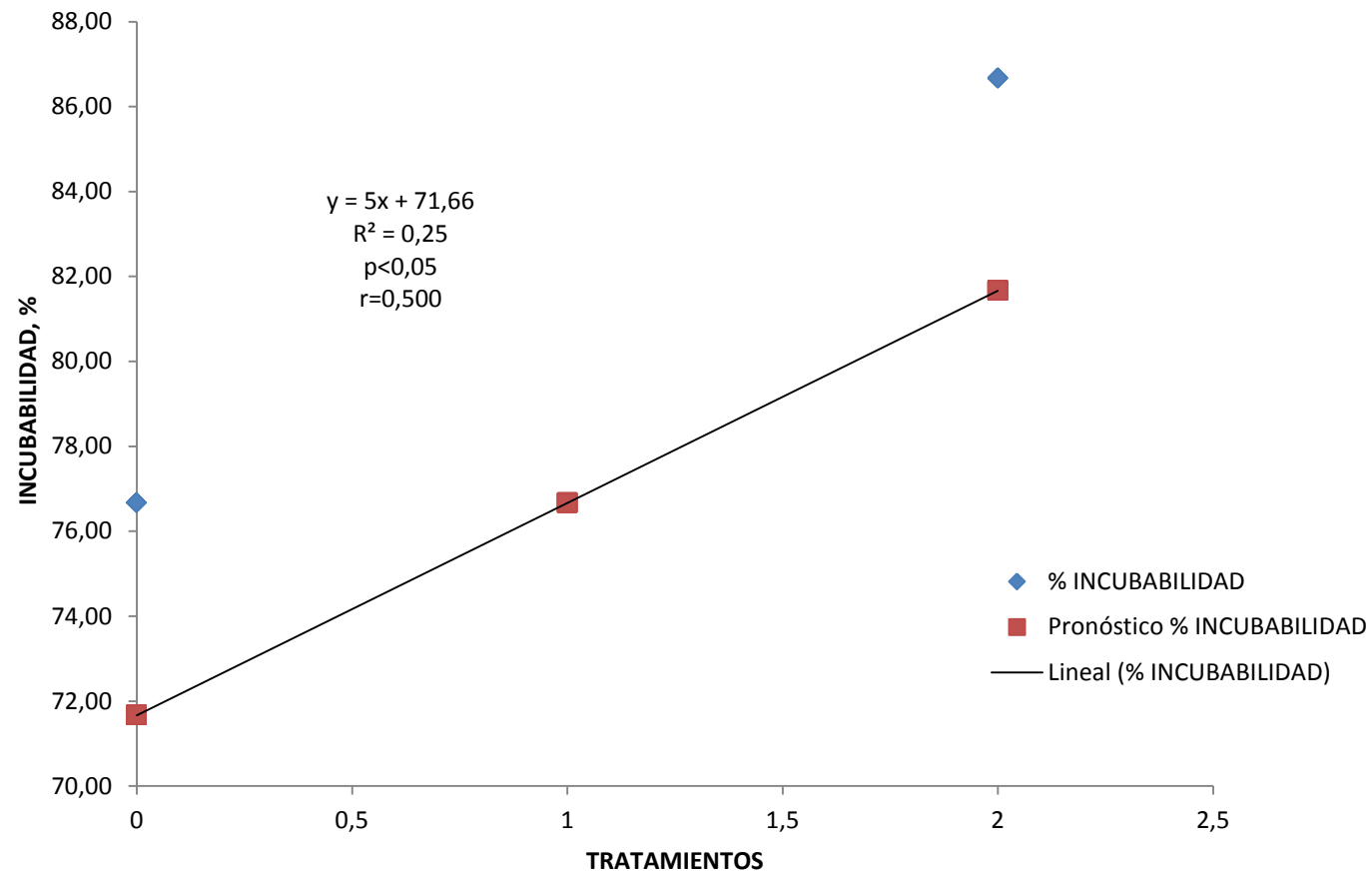


Grafico 30. Tendencia de la regresión para el porcentaje de incubabilidad asociada con los tratamientos testigo (T0); solvit polvo (T1) y trolvit aminoácidos (T2).

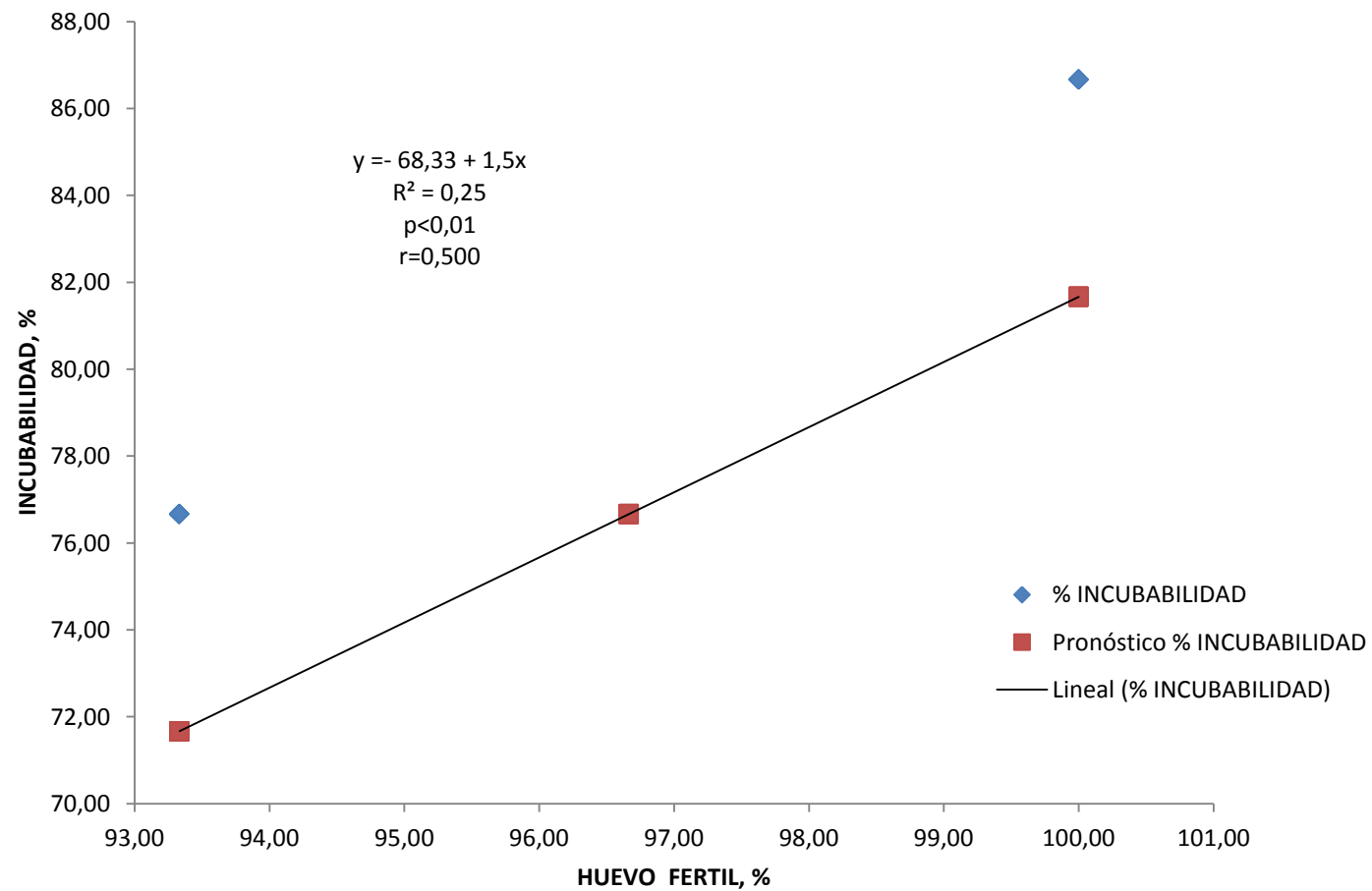


Grafico 31. Tendencia de la regresión para el porcentaje incubabilidad asociada con el porcentaje de fertilidad.

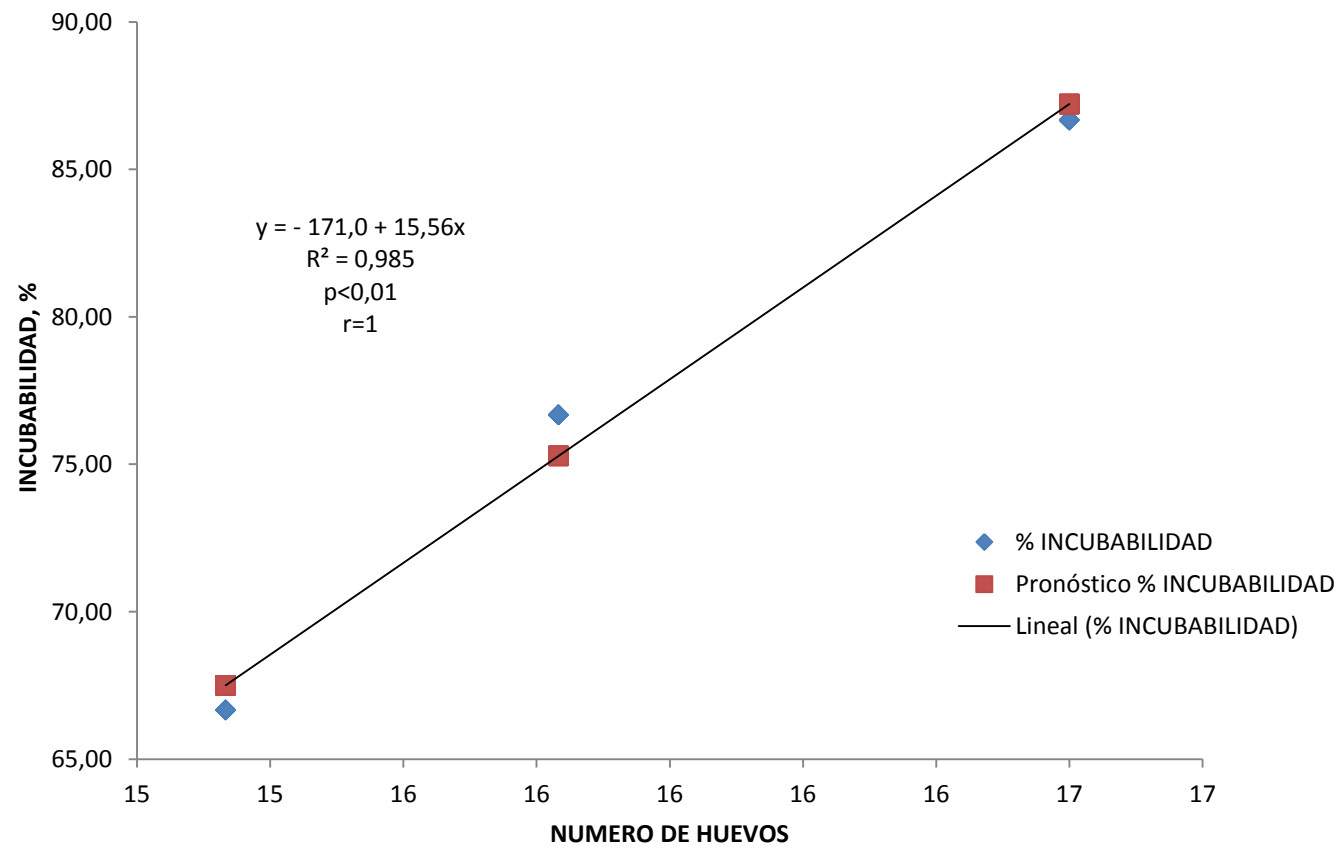


Grafico 32. Tendencia de la regresión para el porcentaje incubabilidad asociada al número de huevos.

Cuadro 10. EVALUACIÓN ECONÓMICA DE LA UTILIZACIÓN DE BIOESTIMULANTES EN LA PRODUCCIÓN DE SEMEN EN GALLOS E INSEMINACIÓN ARTIFICIAL DE GALLINAS CRIOLLAS.

CONCEPTO	TRATAMIENTOS		
	TESTIGO (T0)	SOLVIT POLVO (T1)	TROLVIT AMINOACIDOS (T2)
<u>EGRESOS</u>			
Corrales 1	6,54	6,54	6,54
Aves reproductores 2	110,00	110,00	110,00
Alimento 3	119,25	119,25	119,25
Bioestimulantes 4	7,33	7,33	7,33
Materiales de campo 5	1,42	1,42	1,42
Materiales para colecta 6	2,34	2,34	2,34
Materiales para inseminación 7	0,79	0,79	0,79
Materiales de laboratorio 8	19,05	19,05	19,05
Equipos 9	4,24	4,24	4,24
Mano de obra 10	116,88	116,88	116,88
TOAL DE EGRESOS	387,83	387,83	387,83
<u>INGRESOS</u>			
venta de huevos 11	261,00	255,60	271,20
Aves reproductores 12	192,14	192,14	192,14
Gallinaza 13	13,33	13,33	13,33
Dosis seminal 14	39,64	38,62	43,70
TOTAL INGRESOS	506,11	499,69	520,37
BENEFICIO/COSTO(USD)	1,30	1,29	1,34

1. Costo de depreciación de corrales \$ 19,63 total
2. Costo de reproductores 10,00
3. Costo de alimento \$ 0,63/kg
4. Costo de Solvit polvo 1000g \$ 16,00 y Trolvit aminoácidos 500 ml \$ 8,80
5. Costo de comederos y bebederos \$ 30 total
6. Costo de materiales de colecta \$23,70 total
7. Costo de materiales de inseminación \$1,50 total
8. Costo de Materiales de laboratorio \$74,00 total
9. Costo de depreciación de equipos \$ 12,47 totales
10. Costo de mano de obra \$ 20,45/semana
11. Costo de huevos \$ 0,70/unidad
12. Costo de gallina \$ 14,78; costo de gallo \$ 20,69 (venta)
13. Costo de gallinaza \$5,00/saco (8sacos)
14. Costo/Dosis, \$ 1,01

En la evaluación económica se consideraron los egresos determinados por los costos de producción en los diferentes grupos experimentales y los ingresos obtenidos con la venta de: huevos, gallinaza, aves y la valoración económica de las dosis seminales. Se obtuvo entonces el indicador beneficio costo en cada tratamiento de: 1,30 USD para el testigo (T0); 1,29 USD para el tratamiento con solvit (T1) y 1,34 USD para el tratamiento con trolvit aminoácidos (T2), significando que el tratamiento con trolvit aminoácidos (T2) fue el mejor. Para los valores de egreso con respecto a cada uno de los tratamientos fue de 387,83 y para los valores de ingreso para cada uno de los tratamientos corresponden: 506,11 dólares para el tratamiento testigo (T0); 499,69 dólares para el tratamiento con solvit polvo (T1) y finalmente el mejor, 520,37 dólares para el tratamiento con trolvit aminoácidos.

Al relacionar los valores de egresos con los valores de ingresos, como resultado tenemos un valor que representa el costo/beneficio. Para esta investigación se obtuvo 1,34 dólares como el mejor valor que representa al tratamiento con trolvit aminoácidos (T2); es decir que por cada dólar gastado en esta investigación se

obtuvo 0,34 centavos lo que equivale también decir que al extrapolar los resultados de esta investigación, éste tratamiento reportaría el 34% de rentabilidad, determinándose por lo tanto que el uso de un bioestimulante mejora los procesos productivos y reproductivos y una buena rentabilidad.

V. **CONCLUSIONES**

El método de adiestramiento de gallos donantes de semen mediante la técnica del masaje dorso abdominal resultó un 86,67% de efectividad para esta investigación. Esta técnica puede resultar una alternativa en los sistemas de producción avícola con la finalidad de fijar caracteres genéticos en la creación de nuevas estirpes de producción de huevo; como también extrapolar a otro tipo de aves de las cuales se busque un objetivo zootécnico o conservación.

La valoración de la calidad seminal macroscópica y microscópica presentó resultados diferenciados para cada tratamiento como respuesta al uso de bioestimulantes, siendo el mejor tratamiento para el uso de trolvit aminoácidos, entendiéndose que los micro elementos y metabolitos orgánicos son útiles para incrementar el metabolismo reproductivo de machos y hembras avícolas.

Es posible en nuestro entorno la formulación de diluyentes (glutamato de sodio, fructosa, acetato de magnesio y acetato de potasio) para manejo y conservación de semen fresco de gallo.

El manejo y adiestramiento de la hembra no necesita de mucha atención, una vez identificado el conducto vaginal, las inseminaciones se realizaron con mayor eficacia y rapidez. Se inseminó la cantidad promedio de 0,9 ml de semen en diluyente en horas de la tarde una vez realizado la valoración seminal correspondiente.

El efecto de trolvit aminoácidos (T2), resultó ser el mejor bioestimulante en los procesos de fertilidad e incubabilidad de los huevos; cuyos índices presentaron una fertilidad del 100% y una incubabilidad de 86, 67%. Además, con respecto al beneficio – costo presenta el valor de 1,34 dólares, determinándose que por cada dólar gastado se recupera 0,34 centavos de dólar.

VI. RECOMENDACIONES

En el entrenamiento del gallo, priorizar los masajes dorsales antes que los abdominales haciendo uso de la yema de los dedos y con movimientos rápidos a lo largo del lomo, terminando con los dedos pulgar y medio en la cloaca como si fuera a exprimir. Es mejor utilizar gallos que no hayan empollado para que el entrenamiento resulte más rápido y efectivo.

En futuras investigaciones evaluar otro tipo de diluyentes para conjeturar su efectividad contrapuesta con el diluyente Lake y Stewart realizado en este estudio.

Puesto que la valoración seminal del semen de gallo con respecto a motilidad espermática, vivos y muertos, se desarrolla de manera subjetiva el evaluador se deberá adiestrar previamente con la ayuda de una persona que tenga experiencia antes de proceder a registrar datos. Además se recomienda evaluar profundamente la valoración microscópica con respecto a calidad de membrana celular para determinar mejor la efectividad de bioestimulantes.

Entrenar a las gallinas con métodos alternativos al utilizado en esta investigación, hasta definir el más adecuado para nuestro medio e incubar los huevos y realizar un seguimiento hasta la eclosión de pollitos y comparar con la incubación y eclosión natural en la gallina.

VII. LITERATURA CITADA

1. ARTHOLA, G. Y RAYO, M. (2011) en su trabajo de graduación, establecimiento de la técnica de extracción de semen en gallos criollos e inseminación artificial en gallinas criollas en Nejapa, Managua, Nicaragua. pp. 35. Revisado en <http://cenida.una.edu.ni/Tesis/tnl10a787.pdf>. 2005. (1-20/01/2014).
2. ARIAS, A., GUTIÉRREZ, A. y TORRES, R. (2003). Incubadora de huevos de aves. pp. 21. Revisado en <Http://proton.ucting.udg.mx>. (1-20/01/2014).
3. BENSOM AGRICULTURE&food institute&; all rights reserved <copyright. (1996-2004). pp 17-18. Revisado en <http://repositorio.utm.edu.ec>. (1-20/01/2014).
4. BAKST, M. (1990). Preservation of avian cells. En Poultry breeding and genetics, pp. 91-108. Edited by Crawford, R. D. New York: Elsevier. Revisado en <http://148.206.53.231/UAMI12026.PDF>. 2005. (1-20/01/2014).
5. BURROWS, W.H. y QUINN, P. (1937). The collection of spermatozoa from the domestic fowl and turkey. Poultsci23: pp. 15-20. Revisado en <http://148.206.53.231/UAMI12026.PDF>. 2005. (1-20/01/2014).
6. BIRKHEAD, T., PELLATT, E. y FLETCHER, F. (1993). Selection and utilization of spermatozoa in the reproductive tract of the female zebra finch (*Taeniopygia guttata*). J reprod fertil99: pp. 593 600. Revisado en <http://148.206.53.231/UAMI12026.PDF>. 2005. (1-20/01/2014).

7. BRILLARD, J. (1993). Sperm storage and transport following natural mating and artificial insemination. *Poultsci*72: pp. 293-298. Revisado en <http://148.206.53.231/UAMI12026.PDF>. 2005. (1-20/01/2014).
8. BAKST, M. (1990). Preservation of avian cells. En *Poultry breeding and genetics*, pp. 91-108. Edited by Crawford, R. D. New York: Elsevier. Revisado en <http://148.206.53.231/UAMI12026.PDF>. 2005. (1-20/01/2014).
9. CUNNINGHAM, J.G. (1999). *Fisiología veterinaria*. 2a edición. Ed. McGraw-Hill Interamericana. México, D.F. pp. 531-532. Revisado en <http://www.vetzoo.umich.mx/phocadownload/Tesis/pdf>. 2007. (1-20/01/2014).
10. CHRISTENSEN, V. y BAGLEY, L. (1989). Efficacy of fertilization in artificially inseminated turkey hens. *Poultsci*68: pp. 724-729. Revisado en <http://148.206.53.231/UAMI12026.PDF>. 2005. (1-20/01/2014).
11. DUCHI, N. 2009. Calidad Seminal, Inseminación Artificial y Crioconservación Espermática en el Palomo Deportivo Murciano. Tesis de Doctorado en el Área de Fisiología Veterinaria. Universidad de Murcia. Facultad de Veterinaria. Departamento de Fisiología. España. pp. 22 - 27
12. DUCHI, N., ALMELA, L., PEINADO, B. y POTO, A. 2010. Crio preservación de semen de gallo: una alternativa para la recuperación y conservación de la gallina de raza murciana. Instituto Murciano de Investigación y Desarrollo Agrario y Alimentario (IMIDA). 30150 La Alberca, Murcia. España. pp. 3-5.
13. FREEDMAN, S.L., AKUFFO, V. G and BAKST, M.R. (2001). Evidence for the innervations of sperm storage tubules in the oviduct of the turkey (*MeleagrisGallopavo*). *Journal of Reproduction Research*. 121 (5): 809-

814. Revisado en <http://www.reproduction-online.org/cgi/reprint/121/5/809>. 2006. (1-20/01/2014).
14. FÚNEZ, O. (2010). Incubadora de huevos de gallina de corral. p. 27 Revisado en <Http://upload.wikimedia.org>. (1-20/01/2014).
15. GARNER DL (2002). Spermatozoa and seminal plasma. En *Reproduction in farm animals*, 7a ed. pp. 163-187. Edited by S, H. E. LEA&FEBIGER. Philadelphia. Revisado en <http://148.206.53.231/UAMI12026.PDF>. 2005. (1-20/01/2014).
16. HERNÁNDEZ, P., FERNÁNDEZ, R. y RODRÍGUEZ, S. (2005). Obtención y congelación de semen de gallo doméstico usando un diluyente con glutamato de sodio. Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco (UAM-X), México. pp. 1-5. Revisado en http://ftp.censa.edu.cu/revistas_censa/ras/v27n2/pjehdez1.pdf. (1-20/01/2014).
17. HAFEZ, E.S.E. (1996). Reproducción e inseminación artificial en animales. 6ª ed. Ed. McGraw-Hill Interamericana. México, pp: 368-369; 374. Revisado en <http://www.vetzoo.umich.mx/phocadownload/Tesis/pdf.2007>. (1-20/01/2014).
18. JUÁREZ, C., MANRÍQUEZ, A. y SEGURA, C. (2001). Rasgos de apariencia fenotípica en la avicultura rural de los municipios de la Ribera del Lago de Patzcuaro, Michoacán, México. pp. 19-25. Revisado en <Http://bibliotecavirtual.dgb.umich.mx>. (1-20/01/2014).
19. JACOME, S. 2005. Sistema de producción en aves pesadas por inseminación artificial. Tesis de doctora en medicina veterinaria y zootecnia. Universidad Central del Ecuador. pp. 12-20. Revisado en

http://www.edifarm.com.ec/edifarm_quickvet/pdfs/articulos_tecnicos/IA%20EN%20AVES%20PESADAS.pdf (1-20/01/2014).

20. KING, L.M., BRILLARD, J.P., GARRET, W.M. and BAKST, M.R. (2002). Segregation of spermatozoa within sperm storage tubules of fowl and turkey hens. *Journal of Reproduction Research*. 123 (1) pp. 79-86. Revisado en <http://www.reproductiononline.Org/cgi/reprint/123/1/79>. 2006. (1-20/01/2014).

21. LÓPEZ, F. (2007). Influencia de la edad de los progenitores sobre la calidad espermática y tasa de fertilidad en aves Rhode Island Red. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Facultad de Medicina Veterinaria y zootecnia. pp. 1-11. Revisado en <http://www.vetzoo.umich.mx/phocadownload/Tesis/pdf>. (1-20/01/2014).

22. MONTEERRUBIO, R. 2000. Lombriz roja (*Eiseniaspp*), Alternativa sustentable en la alimentación de gallinas criollas. Tesis de Maestría en Ciencias. Instituto Tecnológico Agropecuario No 23 de Oaxaca. Centro de investigación y graduados Agropecuarios (CIGA). Nazareno Xoxocotlan, Oaxaca, Mexico, p. 67.

23. MUÑOZ, D. (2011). Inseminación artificial en aves. pp. 1-6. Revisado en <https://sites.google.com/site/aviariodocastro/inseminacion-artificial-en-aves>. 2011. (1-20/01/2014).

24. MOYA, A. y GONZÁLEZ, E. (2001). Influencia de la edad de las gallinas White Leghorn en la retención de la capacidad fertilizante del semen en el oviducto. *Revista Cubana de Ciencia Avícola*. pp. 159-163. Revisado en <http://www.vetzoo.umich.mx/phocadownload/Tesis/pdf>. 2007. (1-20/01/2014).

25. NORTH, O.M. y BELL, D.D. (1993). Manual de producción avícola. Ed. Manual Moderno. México, D.F. pp. 44 y 45. Revisado en <http://www.vetzoo.umich.mx/phocadownload/Tesis/pdf>. 2007. (1-20/01/2014).
26. PÉREZ, M. y GARCÍA, D. 2013. Vitaminas en la alimentación de las aves. La ciencia de la nutrición. Universidad Politécnica de Madrid. Nutral, S.L. España, p. 15.
27. POIVEY, J., CHENG, y ROUVIER, R., TAI, C., WANG, C. y LUIS, H. (2001). Genetic parameters of reproductive traits in brown tsaiya ducks artificially inseminated with semen from muscovy drakes. pp. 45 Revisado en <http://148.206.53.231/UAMI12026.PDF>. 2005. (1-20/01/2014).
28. QUINTANA, J.A. (1999). Avitecnia: manejo de las aves domésticas más comunes. 3a ed. Ed. Trillas. México D.F. pp: 280-281; 251:253. Revisado en <http://www.vetzoo.umich.mx/phocadownload/Tesis/pdf>. 2007. (1-20/01/2014).
29. RICAURTE, S. (2006). Análisis de control de calidad en incubación de huevos. pp. 35. Revisado en <Http://www.engormix.com>. (1-20/01/2014).
30. RICAURTE, S. (2006). Importancia de un buen manejo de la reproducción en avicultura. Bogotá, Colombia. Revisado, p. 22 en <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n040406.html>. (1-20/01/2014).
31. ROBINSÓN, F.E. y RENEMA, R.A. (2001). Los fotoperiodos en reproductoras de engorde. Revista Acontecer Avícola. 7(47), pp 14-21. Revisado en <http://www.vetzoo.umich.mx/phocadownload/Tesis/pdf>. 2007. (1-20/01/2014).

32. ROSE, S.P. (1997). Principios de la ciencia avícola. 1a ed. Ed. Acribia. Zaragoza, España. pp: 47-49; 82-90; 95-98. Revisado en <http://www.vetzoo.umich.mx/phocadownload/Tesis/pdf>. 2007. (1-20/01/2014).

33. SANTIAGO, H. 2010. Inseminación Artificial en Aves. Universidad de Puerto Rico. Recinto Universitario de Mayagüez Colegio de Ciencias Agrícolas. Departamento de Industrias Pecuarias. pp. 7-10. Revisado en <Http://academic.uprm.edu/hsantiago/AVIAN%20AI.PDF>. (1-20/01/2014).

34. SANTIAGO, H. y ARGUELLES, M. (2010). Reproducción de aves. Universidad de Puerto Rico. Puerto Rico, pp. 7-30. Revisado en <http://academic.uprm.edu/hsantiago/Avian%20Reproduction.pdf>. (1-20/01/2014).

35. SMITH, T. (2010). Procedimiento para la incubación de huevos. pp. 23-28. Revisado en <Http://www.infomipyme.com>. 2010. (1-20/01/2014).

36. SANCHEZ, R.C. (2003) Crianza, Raza y comercialización de gallinas ponedoras Ediciones Ripalme pp 16-45. Revisado en <http://repositorio.utm.edu.ec/bitstream/123456789/415/1/FCVTGMVZ20060284.pdf>. 2006. (1-20/01/2014).

37. SOTO, I. (2002). Análisis de dos poblaciones de gallinas criollas (*Gallusdomesticus*), utilizando RAPD's Como marcadores moleculares. México. pp. 38. Revisado en <Http://www.tecnicapecuaria.org.mx>. (1-20/01/2014).

38. SAUVEUR, B. y REVIERS, M. (1992). Reproducción de las aves. 2ª ed. Ed. Mundiprensa. Madrid, España. pp: 74-76; 221; 228; 271-275; 281-282; 318-323. Revisado en

<http://www.vetzoo.umich.mx/phocadownload/Tesis/pdf>. 2007. (1-20/01/2014).

39. SAINT JALME M., GAUCHER, P. y PAILLAT, P. (1994). Artificial insemination in houbara bustards influence of the number of spermatozoa and insemination frequency on fertility and ability to hatch. *J reprod fertil* 100: pp. 93-103. Revisado en <http://148.206.53.231/UAMI12026.PDF>. 2005. (1-20/01/2014).
40. SEXTON, T. (1988). Comparison of commercial diluents for holding turkey semen 24 hours at 5 °C. *Poultsci* 67 pp. 131-134. Revisado en <http://148.206.53.231/UAMI12026.PDF>. 2005. (1-20/01/2014).
41. TURGEON, A.J. (2005). *Turfgrass Management*. Person Prentice Hall. NJ. 415 p 72. Revisado en <http://globalcesped.org/noticias-mainmenu-2/los-suelos/495-ique-son-los-bioestimulantes>. (1-20/01/2014).
42. THIBER, A.y GUERIN, B. (2000). Hygienic aspects of storage and use of semen for artificial insemination. *Animrepsci* 62: pp. 233-251. Revisado en <http://148.206.53.231/UAMI12026.PDF>. 2005. (1-20/01/2014).
43. VIGNON, C. 1997. Variables de selección en huevos criollos que influyen en incubabilidad, calidad y producción de pollo. Tesis de Maestría en Ciencias. Instituto Tecnológico Agropecuario No 23 de Oaxaca. Centro de investigación y graduados Agropecuarios (CIGA). Nazareno Xoxocotlan, Oaxaca, México. p. 87.
44. ZAPATA, C. 2001. Fertilidad e incubabilidad de huevos de gallinas criollas diferenciados por fenotipo en condiciones controladas. Tesis Licenciatura. Instituto Tecnológico Agropecuario No. 23 Oaxaca, p. 72.

45. ZAMBRANO, A. 2010. Formulación de alimentos balanceados para pollo de engorde bajo el concepto de aminoácido digestibles. MOLINOS CHAMPION S. A. p. 22.
46. <http://www.angelfire.com/anime5/riverlab/Amiprotein.htm>. (2004). (1-20/01/2014).
47. <Http://www.biblioredes.cl>.(2006).La incubación, proceso industrial. (1-20/01/2014).
48. <http://www.fcv.unl.edu.ar/archivos/grado/110411/PDFs%20word/TP14.pdf>. (2010). (1-20/01/2014).
49. <http://farbiovet.com/productos/texto/solvitoral.html>Solvit. (2010). (1-20/01/2014).
50. <http://farbiovet.com/productos/texto/trolvitoral.html>. (2010), (1-20/01/2014).
51. <Http://www.iespana.es>. (2011).Guía de incubación. (1-20/01/2014).
52. <Http://www.portalveterinaria.com>. (2010). Incubación artificial de los huevos de gallina. (1-20/01/2014).

ANEXOS

Anexo 1. Datos generados en la investigación en el uso bioestimulantes en la producción de semen de gallos.

TRAT	VOL. EYAC	VOL. DILUY	RELACION SEN:DILUY	SEMEN:DILUY	CONCENT/EYACU	CONCENT/ML	SPZ/EYACULADO	MOTILIDAD
0	0,37	0,97	2,61	1,34	11285473333,33	8425627965,62	3126001593,33	4,56
0	0,16	0,98	5,92	1,14	9115580000,00	7989659437,30	1317317293,22	4,22
0	0,32	0,96	3,01	1,30	11206357222,22	8591505267,97	2749281685,75	4,47
0	0,36	0,99	2,73	1,35	13724808888,89	10178588615,31	3679333593,58	4,83
0	0,39	0,99	2,52	1,38	10699566666,67	7772145053,63	3035713500,78	4,28
1	0,27	0,99	3,70	1,12	8460975000,00	7579028694,28	2020095360,60	3,69
1	0,07	0,96	13,57	1,03	5402970000,00	5258620857,46	371521563,58	3,88
1	0,19	0,97	5,08	1,15	6650585000,00	5759765299,38	1099467198,59	3,94
1	0,18	0,96	5,24	1,15	10901766666,67	9499254511,66	1745962979,24	4,61
1	0,50	0,98	1,98	1,48	17341937777,78	11703116283,25	5826461458,93	4,67
2	0,57	0,98	1,72	1,55	17818060000,00	11530320177,74	6539357031,47	4,94
2	0,51	0,97	1,89	1,48	14911148888,89	10046213964,35	5164423725,27	4,61
2	0,34	0,99	2,92	1,33	15342911111,11	11513515767,01	3917793559,61	5,00
2	0,28	0,96	3,43	1,24	11261524444,44	9050570607,04	2543411464,37	4,67
2	0,15	0,99	6,62	1,12	10605382857,14	9507503850,06	1416753895,14	4,43

Sigue.....

TRAT	% VIVOS	% MUERTOS	PHEYACUL	TOTAL INTENT	EYACUL EFECTIV	INTER.COLEC (Seg)	W. INICIAL (g)	W. FINAL (g)
0	92,78	7,22	6,5	9	9	7	1924	2400
0	91,11	8,89	6,5	9	9	5	2071	2343
0	92,42	7,58	6,5	9	3	5	1638	2820
0	94,67	5,33	6,5	9	9	4	1590	2055
0	91,11	8,89	6,5	9	9	5	1782	2035
1	77,22	13,13	6,5	9	8	3	1608	2800
1	88,75	11,25	6,5	9	4	10	1596	2365
1	90,00	10,00	6,5	9	8	5	1712	2210
1	93,11	6,89	6,5	9	9	4	1897	2014
1	92,78	7,22	6,5	9	9	2	1672	2025
2	97,00	3,00	6,5	9	9	2	1784	2030
2	93,11	6,89	6,5	9	9	3	1873	2328
2	96,67	3,33	6,5	9	9	3	2012	2394
2	93,78	6,22	6,5	9	9	5	1868	2623
2	91,43	8,57	6,5	9	7	4	2016	2091

Anexo 2. Datos generados en la investigación en el uso bioestimulantes en la inseminación de gallinas.

TRAT	CONCENT/EYACU	CONCENT/ML	SPZ/EYACULADO	MOTILIDAD	SEM(ml)/GALLINA	SPZ/INSEM	# HUEVOS
0	11206357222,22	8591505267,97	3683274431,80	4,47	0,85	7335093083,70	16
0	11206357222,22	8591505267,97	3683274431,80	4,47	0,85	7335093083,70	16
0	11206357222,22	8591505267,97	3683274431,80	4,47	0,85	7335093083,70	16
0	11206357222,22	8591505267,97	3683274431,80	4,47	0,85	7335093083,70	16
0	11206357222,22	8591505267,97	3683274431,80	4,47	0,85	7335093083,70	16
0	11206357222,22	8591505267,97	3683274431,80	4,47	0,85	7335093083,70	16
1	9751646888,89	7959957129,21	2908785055,77	4,16	0,86	6827149939,28	15
1	9751646888,89	7959957129,21	2908785055,77	4,16	0,86	6827149939,28	15
1	9751646888,89	7959957129,21	2908785055,77	4,16	0,86	6827149939,28	15
1	9751646888,89	7959957129,21	2908785055,77	4,16	0,86	6827149939,28	15
1	9751646888,89	7959957129,21	2908785055,77	4,16	0,86	6827149939,28	15
1	9751646888,89	7959957129,21	2908785055,77	4,16	0,86	6827149939,28	15
2	13987805460,32	10329624873,24	5547336443,79	4,73	1,09	11217057156,17	17
2	13987805460,32	10329624873,24	5547336443,79	4,73	1,09	11217057156,17	17
2	13987805460,32	10329624873,24	5547336443,79	4,73	1,09	11217057156,17	17
2	13987805460,32	10329624873,24	5547336443,79	4,73	1,09	11217057156,17	17
2	13987805460,32	10329624873,24	5547336443,79	4,73	1,09	11217057156,17	17

Sigue.....

TRAT	% HUEV NO FERTIL	% HUEVO FERTIL	% HUEVO FERTIL SIN DESARROLLO	% INCUBABILIDAD	W. INICIAL	W. FINAL
0	6,67	93,33	16,67	76,67	1458,00	1615,00
0	6,67	93,33	16,67	76,67	1360,00	1625,00
0	6,67	93,33	16,67	76,67	1353,00	1635,00
0	6,67	93,33	16,67	76,67	1625,00	1685,00
0	6,67	93,33	16,67	76,67	1430,00	1530,00
0	6,67	93,33	16,67	76,67	1270,00	1625,00
1	3,33	96,67	30,00	66,67	1276,00	1370,00
1	3,33	96,67	30,00	66,67	1335,00	1618,00
1	3,33	96,67	30,00	66,67	1194,00	1433,00
1	3,33	96,67	30,00	66,67	1265,00	1686,00
1	3,33	96,67	30,00	66,67	1180,00	1451,00
1	3,33	96,67	30,00	66,67	1450,00	1825,00
2	0,00	100,00	13,33	86,67	1276,00	1447,00
2	0,00	100,00	13,33	86,67	1417,00	1497,00
2	0,00	100,00	13,33	86,67	1462,00	1647,00
2	0,00	100,00	13,33	86,67	1492,00	1508,00
2	0,00	100,00	13,33	86,67	1351,00	1631,00
2	0,00	100,00	13,33	86,67	1291,00	1308,00

Anexo 3. Análisis de varianza de la utilización de bioestimulantes en la producción de semen de gallos.

a. VOLUMEN DEL EYACULADO (ML)

Fuente de Variación	SC	GL	CM	F cal	Pr > F
Total	0,30	14			
Tratamiento	0,04	2	0,02	0,98	0,40
Error	0,26	12	0,02		

Duncan	Media	N	Tratamiento
a	0,32	5	Sin Bioestimulantes
a	0,24	5	Solvit polvo
a	0,37	5	Trolvit Aminoácidos

c. SEMEN + DILUYENTE (ML)

Fuente de Variación	SC	GL	CM	F cal	Pr > F
Total	0,34	14			
Tratamiento	0,07	2	0,03	1,46	0,27
Error	0,28	12	0,02		

Duncan	Media	N	Tratamiento
a	1,30	5	Sin Bioestimulantes
a	1,19	5	Solvit polvo
a	1,34	5	Trolvit

d. RELACIÓN: SEMEN - DILUYENTE (ML)

Fuente de Variación	SC	GL	CM	F cal	Pr > F
Total	126,29	14			
Tratamiento	22,14	2	11,07	1,28	0,32
Error	104,15	12	8,68		

Duncan	Media	N	Tratamiento
a	3,36	5	Sin Bioestimulantes
a	5,91	5	Solvit polvo
a	3,32	5	Trolvit

e. CONCENTRACIÓN POR EYACULADO (ML)

Fuente de Variación	SC	GL	CM	F cal	Pr > F
Total	1,826E20	14			
Tratamiento	4,632E19	2	2,316E19	2,04	0,17
Error	1,363E20	12	1,136E19		

Duncan	Media	N	Tratamiento
a	11206357222,22	5	Sin Bioestimulantes
a	9751646888,89	5	Solvit polvo
a	13987805460,32	5	Trolvit

e. CONCENTRACIÓN POR (ML)

Fuente de Variación	SC	GL	CM	F cal	Pr > F
Total	5,253E19	14			
Tratamiento	1,505E19	2	7,529E18	2,41	,13
Error	3,747E19	12	3,123E18		

Duncan	Media	N	Tratamiento
a	8591505267,97	5	Sin Bioestimulantes
a	7959957129,21	5	Solvit polvo
a	10329624873,24	5	Trolvit

g. MOTILIDAD DE ESPERMATOZOIDES

Fuente de Variación	SC	GL	CM	F cal	Pr > F
Total	2,09	14,00			
Tratamiento	,82	2,00	,41	3,87	,05
Error	1,27	12,00	,11		

Duncan	Media	N	Tratamiento
b - a	4,47	5	Sin Bioestimulantes
b	4,16	5	Solvit polvo
a	4,73	5	Trolvit

h. ESPERMATOZOIDES VIVOS (%)

Fuente de Variación	SC	GL	CM	F cal	Pr > F
Total	294,78	14			
Tratamiento	94,34	2	47,17	2,82	,10
Error	200,45	12	16,70		

Duncan	Media	N	Tratamiento
b - a	92,42	5	Sin Bioestimulantes
b	88,37	5	Solvit polvo
a	94,40	5	Trolvit

i. ESPERMATOZOIDES MUERTOS (%)

Fuente de Variación	SC	GL	CM	F cal	Pr > F
Total	101,67	14			
Tratamiento	41,96	2	20,98	4,22	,04
Error	59,71	12	4,98		

Duncan	Media	N	Tratamiento
b - a	7,58	5	Sin Bioestimulantes
a	9,70	5	Solvit polvo
b	5,60	5	Trolvit

j. TOTAL DE INTENTOS

Fuente de Variación	SC	GL	CM	F cal	Pr > F
Total	,00	14			
Tratamiento	,00	2	,00	.	.
Error	,00	12	,00		

Duncan	Media	N	Tratamiento
a	,32	5	Sin Bioestimulantes
a	,24	5	Solvit polvo
a	,37	5	Trolvit

k. EYACULADOS EFECTIVOS

Fuente de Variación	SC	GL	CM	F cal	Pr > F
Total	52,00	14			
Tratamiento	2,80	2	1,40	,34	,72
Error	49,20	12	4,10		

Duncan	Media	N	Tratamiento
a	7,80	5	Sin Bioestimulantes
a	7,60	5	Solvit polvo
a	8,60	5	Trolvit

i. TIEMPO DE EYACULADO

Fuente de Variación	SC	GL	CM	F cal	Pr > F
Total	57,73	14			
Tratamiento	8,93	2	4,47	1,10	,36
Error	48,80	12	4,07		

Duncan	Media	N	Tratamiento
a	5,20	5	Sin Bioestimulantes
a	4,80	5	Solvit polvo
a	3,40	5	Trolvit

Anexo 4. Análisis de varianza de la utilización de Bioestimulantes en la inseminación artificial en gallinas criollas.

a. SEMEN POR GALLINAS (ML)

Fuente de Variación	SC	GL	CM	F cal	Pr > F
Total	0,22	17			
Tratamiento	0,22	15	0,11	1,920E32	0,00
Error	0,00	2	0,00		

Duncan	Media	N	Tratamiento
c	0,85	6	Sin Bioestimulantes
b	0,86	6	Solvit polvo
a	1,09	6	Trolvit

b. NUMERO DE HUEVOS

Fuente de Variación	SC	GL	CM	F cal	Pr > F
Total	12,00	17			
Tratamiento	12,00	15	6,00	.	.
Error	0,00	2	0,00		

c. HUEVOS NO FÉRTILES (%)

Fuente de Variación	SC	GL	CM	F cal	Pr > F
Total	133,47	17			
Tratamiento	133,47	15	66,73	2,1156E33	0,00
Error	0,000	2	0,00		

Duncan	Media	N	Tratamiento
a	6,67	6	Sin Bioestimulantes
b	3,33	6	Solvit polvo
c	0,00	6	Trolvit

d. HUEVOS FÉRTILES (%)

Fuente de Variación	SC	GL	CM	F cal	Pr > F
Total	133,47	17			
Tratamiento	133,47	15	66,73	2,122E31	0,00
Error	0,00	2	0,00		

Duncan	Media	N	Tratamiento
c	93,33	6	Sin Bioestimulantes
b	96,67	6	Solvit polvo
a	100,00	6	Trolvit

e. HUEVOS FÉRTILES SIN DESARROLLO (%)

Fuente de Variación	SC	GL	CM	F cal	Pr > F
Total	933,47	17			
Tratamiento	933,47	15	466,73	5,785E33	0,00
Error	0,00	2	0,00		

Duncan	Media	N	Tratamiento
b	16,67	6	Sin Bioestimulantes
a	30,00	6	Solvit polvo
c	13,33	6	Trolvit

f. INCUBABILIDAD (%)

Fuente de Variación	SC	GL	CM	F cal	Pr > F
Total	1200,00	17			
Tratamiento	1200,00	15	600,00	1,272E32	0,00
Error	0,00	2	0,00		

Duncan	Media	N	Tratamiento
b	76,67	6	Sin Bioestimulantes
c	66,67	6	Solvit polvo
a	86,67	6	Trolvit

ANEXO 6. Estadísticas de la regresión y Análisis de Varianza para las variables con respecto a la evaluación seminal de gallos para cada uno de los tratamientos ante la utilización de Bioestimulantes Solvit polvo y Trolvit aminoácidos frente al testigo.

1. Volumen del Eyaculado

a. Volumen de la Eyaculada asociada a la cantidad de SPZ/Eyaculado.

Estadísticas de la regresión

Coeficiente de correlación múltiple	0,860623444
Coeficiente de determinación R ²	0,740672713
R ² ajustado	0,72072446
Error típico	0,076584943
Observaciones	15

ANÁLISIS DE VARIANZA

	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Promedio de los cuadrados	F	Valor crítico de F
Regresión	1	0,2177751	0,21777512	37,1297034	3,82081E-05
n		2			

Residuos	13	0,07624829	0,00586525
Total	14	0,29402341	

2. Concentración Espermática

a. Concentración espermática asociada al volumen del Eyaculado.

b. Estadísticas de la regresión

Coeficiente de correlación múltiple	0,860623444
Coeficiente de determinación R ²	0,740672713
R ² ajustado	0,72072446
Error típico	1908903831
Observaciones	15

ANÁLISIS DE VARIANZA

	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Promedio de los cuadrados	F	Valor crítico de F
Regresión	1	1,353E+20	1,353E+20	37,1297034	3,8208E-05
Residuos	13	4,7371E+19	3,6439E+18		
Total	14	1,8267E+20			

3. Concentración/ml

a. concentración espermática/ml asociada al volumen del eyaculado.

b. Estadísticas de la regresión

Coeficiente de correlación múltiple	0,69080155
Coeficiente de determinación R ²	0,47720678
R ² ajustado	0,43699192
Error típico	1453549541
Observaciones	15

ANÁLISIS DE VARIANZA

	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Promedio de los cuadrados	F	Valor crítico de F
Regresión	1	2,5071E+19	2,5071E+19	11,866428	0,00435161

Residuos	13	2,7466E+19	2,1128E+18
Total	14	5,2538E+19	

4. Espermatozoides por Eyaculado

a. Espermatozoides por Eyaculado asociada al volumen del diluyente.

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coeficiente de correlación múltiple	0,96077112
Coeficiente de determinación R ²	0,92308114
R ² ajustado	0,91716431
Error típico	825486437
Observaciones	15

ANÁLISIS DE VARIANZA					
	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	1,0631E+20	1,0631E+20	156,009267	1,2907E-08
Residuos	13	8,8586E+18	6,8143E+17		
Total	14	1,1517E+20			

5. Motilidad espermática

a. Motilidad asociada al volumen del Eyaculado.

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coeficiente de correlación múltiple	0,59895697
Coeficiente de determinación R ²	0,35874945
R ² ajustado	0,30942248
Error típico	0,32245056
Observaciones	15

ANÁLISIS DE
VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	0,75619381	0,75619381	7,27288703	0,0183043
Residuos	13	1,35166673	0,10397436		
Total	14	2,10786054			

6. Porcentaje de Espermatozoides Vivos

- a. Porcentaje de la motilidad espermática asociada a la concentración espermática.

Estadísticas de la regresión

Coeficiente de correlación múltiple	0,852702201
Coeficiente de determinación R ²	0,727101044
R ² ajustado	0,706108817
Error típico	0,21035372
Observaciones	15

ANÁLISIS DE
VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	1,5326276	1,5326276	34,6366792	5,36423E-05
Residuos	13	0,57523294	0,04424869		
Total	14	2,10786054			

- b. El porcentaje de la motilidad espermática asociada al porcentaje de espermatozoides vivos.

Estadísticas de la regresión

Coeficiente de correlación múltiple	0,86684094
Coeficiente de determinación R ²	0,75141322
R ² ajustado	0,73229116
Error típico	0,20076513
Observaciones	15

ANÁLISIS DE
VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	1,58387428	1,58387428	39,295621	2,8849E-05
Residuos	13	0,52398626	0,04030664		
Total	14	2,10786054			

7. **Espermatozoides muertos, %**

- a. Porcentaje de espermatozoides vivos asociada a la concentración de espermatozoides por ml.

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coeficiente de correlación múltiple	0,57862166
Coeficiente de determinación R ²	0,33480303
R ² ajustado	0,28363403
Error típico	3,88292726
Observaciones	15

ANÁLISIS DE
VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión				6,5430834	
n	1	98,6508818	98,6508818	8	0,0238316
Residuos	13	196,002614	15,0771241		
Total	14	294,653495			

- b. Porcentaje de espermatozoides vivos asociada al % de la motilidad espermática.

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coeficiente de correlación múltiple	0,86684094
Coeficiente de determinación R ²	0,75141322
R ² ajustado	0,73229116
Error típico	2,37368528
Observaciones	15

ANÁLISIS DE

VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión				39,29562	
n	1	221,406532	221,406532	1	2,8849E-05
Residuos	13	73,2469634	5,6343818		
Total	14	294,653495			

c. Porcentaje de espermatozoides vivos asociada al porcentaje de espermatozoides muertos.

Estadísticas de la regresión

Coeficiente de correlación múltiple	0,893842493
Coeficiente de determinación R ²	0,798954402
R ² ajustado	0,783489356
Error típico	2,134673242
Observaciones	15

ANÁLISIS DE VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	235,414707	235,414707	51,661948 1	7,07522E-06
Residuos	13	59,2387881	4,55682985		
Total	14	294,653495			

d. Porcentaje de espermatozoides muertos asociada al volumen del eyaculado.

Estadísticas de la regresión

Coeficiente de correlación múltiple	0,58158975
Coeficiente de determinación R ²	0,33824663
R ² ajustado	0,28734253
Error típico	2,27372908
Observaciones	15

ANÁLISIS DE VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	34,352481	34,352481	6,64478103	0,0229544

n			
Residuos	13	67,2079713	5,16984395
Total	14	101,560452	

e. Porcentaje de espermatozoides muertos asociada al porcentaje de motilidad espermática.

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coeficiente de correlación múltiple	0,97180314
Coeficiente de determinación R ²	0,94440135
R ² ajustado	0,94012453
Error típico	0,65905668
Observaciones	15

ANÁLISIS DE VARIANZA					
	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	95,9138282	95,9138282	220,818624	1,5498E-09
Residuos	13	5,64662412	0,4343557		
Total	14	101,560452			

f. Porcentaje de espermatozoides muertos asociada al a la concentración espermática por eyaculado.

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coeficiente de correlación múltiple	0,66647154
Coeficiente de determinación R ²	0,44418431
R ² ajustado	0,40142926
Error típico	2,08380001
Observaciones	15

ANÁLISIS DE VARIANZA					
	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	45,1115599	45,1115599	10,3890485	0,00666319
Residuos	13	56,4488924	4,34222249		
Total	14	101,560452			

ANEXO 6. Estadísticas de la regresión y Análisis de Varianza para las variables, inseminación artificial en gallinas, para cada uno de los tratamientos ante la utilización de Bioestimulantes Solvit polvo y Trolvit aminoácidos frente al testigo.

4. Numero de huevos

a. número de huevos asociada al número de SPZ/inseminación.

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coefficiente de correlación múltiple	0,956311011
Coefficiente de determinación R ²	0,91453075
R ² ajustado	0,909188922
Error típico	0,161529758
Observaciones	18

ANÁLISIS DE VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	4,466974643	4,466974643	171,2018308	5,81767E-10
Residuos	16	0,417469801	0,026091863		
Total	17	4,884444444			

5. Porcentaje de Fertilidad.

a. Porcentaje de fertilidad asociada a los tratamientos: testigo (T0); Solvit polvo (T1) y Trolvit aminoácidos (T2).

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coefficiente de correlación múltiple	1
Coefficiente de determinación R ²	1
R ² ajustado	1
Error típico	3,8739E-15
Observaciones	18

ANÁLISIS DE VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	133,333333	133,333333	8,8848E+30	2,172E-239
Residuos	16	2,4011E-28	1,5007E-29		
Total	17	133,333333			

b. Porcentaje de fertilidad asociada con la cantidad de espermatozoides inseminados.

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coeficiente de correlación múltiple	0,80828732
Coeficiente de determinación R ²	0,65332839
R ² ajustado	0,63166141
Error típico	1,69968529
Observaciones	18

ANÁLISIS DE VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	87,110452	87,110452	30,153188	4,9297E-05
Residuos	16	46,2228813	2,88893008		
Total	17	133,333333			

c. Porcentaje de Fertilidad asociada con el Volumen de semen/Gallina.

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coeficiente de correlación múltiple	0,87331484
Coeficiente de determinación R ²	0,76267881
R ² ajustado	0,74784624
Error típico	1,40629889
Observaciones	18

ANÁLISIS DE VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
--	---------------------------	--------------------------	----------------------------------	----------	---------------------------

Regresión	1	101,690508	101,690508	51,4191809	2,2253E-06
Residuos	16	31,6428249	1,97767655		
Total	17	133,333333			

6. Porcentaje de Incubabilidad

- a. Porcentaje del huevo no Fértil asociada con los tratamientos testigo (T0); Solvit polvo (T1) y Trolvit aminoácidos (T2).

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coefficiente de correlación múltiple	0,5
Coefficiente de determinación R ²	0,25
R ² ajustado	0,203125
Error típico	7,5
Observaciones	18

ANÁLISIS DE VARIANZA					
	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	300	300	5,333333333	0,03459968
Residuos	16	900	56,25		
Total	17	1200			

- b. Porcentaje de Incubabilidad asociada con el porcentaje de Fertilidad.

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coefficiente de correlación múltiple	0,5
Coefficiente de determinación R ²	0,25
R ² ajustado	0,203125
Error típico	7,5
Observaciones	18

ANÁLISIS DE VARIANZA					
	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	300	300	5,333333333	0,034599677
Residuos	16	900	56,25		
Total	17	1200			

c. Porcentaje Incubabilidad asociada al Número de Huevos.

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coeficiente de correlación múltiple	0,99269397
Coeficiente de determinación R ²	0,98544131
R ² ajustado	0,98453139
Error típico	1,04494102
Observaciones	18

ANÁLISIS DE VARIANZA

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	1182,52957	1182,52957	1083	3,9894E-16
Residuos	16	17,4704277	1,09190173		
Total	17	1200			